



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Farmacia y Bioquímica

Escuela Profesional de Ciencia de los Alimentos

Efecto del secado convectivo en el valor nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” procedente de Recuay

TESIS

Para optar el Título Profesional de Licenciada en Ciencia y
Tecnología de los Alimentos

AUTORES

Wendy FERNÁNDEZ GARCÍA

Stephany Raquel SUYÓN TEJEIRA

ASESOR

Gladys Constanza ARIAS ARROYO

Lima, Perú

2018



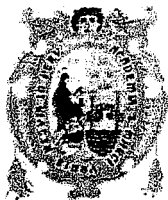
Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Fernández W, Suyón S. Efecto del secado convectivo en el valor nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* *Vaucher* ex Bornet & Flahault “cushuro” procedente de Recuay [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Farmacia y Bioquímica, Escuela Profesional de Ciencia de los alimentos; 2018.



Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América
Facultad de Farmacia y Bioquímica
Decanato



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Los Miembros del Jurado Examinador y Calificador de la Tesis titulada:

"Efecto del secado convectivo en el valor nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault "cushuño" procedente de Recuay"

Que presentan las Bachilleres en Ciencia y Tecnología de los Alimentos:

**WENDY FERNÁNDEZ GARCÍA Y
STEPHANY RAQUEL SUYÓN TEJEIRA**

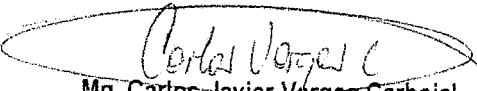
Que reunidos en la fecha se llevó a cabo la **SUSTENTACIÓN** de la **TESIS**, y después de las respuestas satisfactorias a las preguntas y objeciones formuladas por el Jurado, y practicada la votación han obtenido la siguiente calificación:

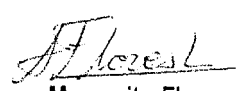
18 (sobresaliente)

en conformidad con el Art. 34.º del Reglamento para la obtención del Grado Académico de Bachiller en Ciencia y Tecnología de los Alimentos y Título Profesional de Licenciado (a) en Ciencia y Tecnología de los Alimentos de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Lima, 18 de octubre de 2018


Dr. Américo Jorge Castro Luna
Presidente


Mg. Carlos Javier Vargas Carbajal
Miembro


Lic. Juana Margarita Flores Luna
Miembro


Dra. Delia Yolanda Whu Whu
Miembro

"FARMACIA ES LA PROFESIÓN DEL MEDICAMENTO, DEL ALIMENTO Y DEL TÓXICO"

Jr. Puno N° 1002, Jardín Botánico - Lima I - Perú
Teléfonos: (511) 328-4737 / (511) 679-7000 anexo 4826 Ap. Postal 4559 - Lima I
E-mail: decanofyb@unmsm.edu.pe
<http://farmacia.unmsm.edu.pe>



DEDICATORIA

A Dios, por todas las cosas que permite que pasen en mi vida y por Su amor.

A mi mamá Lidia García, por su apoyo en todo y enseñarme a nunca rendirme,
aún en las adversidades.

A mi tío Pedro García, por su apoyo durante toda mi formación académica y
por creer en mí. A mis hermanos, Laura, Marta y Carlos por su comprensión,
apoyo y ánimos durante la realización de este trabajo.

A mis tíos y primos, por su cariño y ánimos para terminar la tesis.

A mis hermanas de vida, mis mejores amigas, porque me muestran su apoyo
incondicional siempre.

A mi ángel, mi papá Ignacio Fernández, por enseñarme lo más importante para
la vida.

Wendy Fernández García

DEDICATORIA

A Dios por darme las fuerzas, sabiduría y salud que me permitieron cumplir con este gran objetivo trazado, por ser mi guía y soporte en mi vida.

A mis padres Juan Suyón y Felicita Tejeira por su apoyo constante, comprensión, por sus valiosos consejos, por hacer de mi cada día una mejor persona, por enseñarme a ser paciente y perseverante en lo que me proponga y principalmente por su gran amor incondicional.

A mi hermano Juan Manuel por su apoyo y ver que también tiene grandes expectativas profesionales en un futuro.

A mis familiares por su gran cariño, apoyo y ánimos durante el trabajo de investigación.

A mis amistades por acompañarme y brindarme sus ánimos siempre en cada momento.

Stephany Raquel Suyón Tejeira

AGRADECIMIENTOS

Agradecer a **Dios** por acompañarnos siempre, ser nuestro guía y soporte en todo momento.

A nuestra Alma Mater, la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, por brindarnos la oportunidad de poder formarnos como profesionales, a los docentes de la Facultad de Farmacia y Bioquímica y en especial de la EAP Ciencia de los Alimentos por todas sus enseñanzas.

A nuestra asesora de tesis, Dra. Gladys Arias, por su apoyo, colaboración y ser guía en la realización de este trabajo.

A los ingenieros a cargo del laboratorio de procesos industriales de la Pontificia Universidad Católica del Perú, por su apoyo y permitirnos usar sus instalaciones como parte del desarrollo de la tesis.

Al Bach. Jossimar Huamaní, por su apoyo, tiempo y paciencia durante la ejecución del trabajo.

Al Sr. Alberto Antaurco, del Instituto Nacional de Investigación en Glaciares y Ecosistemas de Montaña y su hijo **Dionicio Antaurco** por ser ellos el nexo en el encuentro de las muestras y brindarnos información valiosa para el inicio de este trabajo.

Al Dr. Nelson Bautista y a la MSc. Ángela Díaz, amigos y colegas, por su apoyo y consejos en los momentos que lo necesitábamos.

Al jurado calificador y evaluador, por sus aportes, comentarios y correcciones oportunas para este trabajo de investigación.

A nuestras familias, por su motivación constante para que seamos siempre mejores personas.

Y a todos aquellos que nos apoyaron en la culminación de este trabajo.
¡Gracias!

ÍNDICE

	Página
Resumen	X
Summary	XI
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivos	2
1.1.1. Objetivos generales	2
1.1.2. Objetivos específicos	2
1.2. Hipótesis	2
II. GENERALIDADES	3
2.1. Cianobacterias	3
2.1.1. Características	3
2.2. Género Nostoc	4
2.3. <i>Nostoc sphaericum</i>	6
2.3.1. Hábitat	6
2.3.2. Reproducción	7
2.3.3. Taxonomía	7
2.3.4. Usos	7
2.3.4.1. Alimenticio	7
2.3.4.2. Medicinal	8
2.3.4.3. Otros usos	8
2.3.5. Composición química	8
2.4. Secado de alimentos	8
2.4.1. Secado convectivo	10

2.4.2. Tipos de secaderos convectivos	11
2.5. Compuestos bioactivos	12
2.5.1. Carotenoides	12
2.5.2. Polifenoles	15
2.6. Capacidad antioxidante	16
III. PARTE EXPERIMENTAL	19
3.1. Materiales, equipos y reactivos	19
3.2. Metodología	21
3.2.1. Recolección e identificación botánica de la muestra	23
3.2.2. Preparación de la muestra	24
3.2.3. Evaluación del cushuro en estado fresco	24
3.2.3.1. Evaluación Organoléptica	24
3.2.3.2. Evaluación química – bromatológico	24
3.2.3.3. Determinación de compuestos bioactivos	27
3.2.3.4. Determinación de capacidad antioxidante <i>in vitro</i>	28
3.2.4. Secado convectivo del cushuro	28
3.2.5. Evaluación del cushuro seco	30
3.2.5.1. Evaluación Organoléptica	30
3.2.5.2. Análisis químico – bromatológico	31
3.2.5.3. Determinación de compuestos bioactivos	33
3.2.5.4. Determinación de la capacidad antioxidante <i>in vitro</i>	34
3.2.6. Análisis estadístico	35
IV. RESULTADOS	36
4.1 Evaluación organoléptica del cushuro fresco	36

4.2 Composición química bromatológica del cushuro fresco	36
4.3 Compuestos bioactivos del cushuro fresco	38
4.4 Evaluación de la actividad antioxidante del cushuro fresco	38
4.5 Evaluación del proceso de secado convectivo	41
4.6 Evaluación organoléptica del cushuro seco	42
4.7 Composición química bromatológica del cushuro seco	43
4.8 Compuestos bioactivos del cushuro seco	45
4.9 Evaluación de la actividad antioxidante del cushuro seco	46
4.10 Evaluación estadística del efecto del secado convectivo	50
V. DISCUSIÓN	56
VI. CONCLUSIONES	65
VII. RECOMENDACIONES	66
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	67
IX. ANEXOS	75

LISTA DE ABREVIATURAS

AOAC: Asociación Oficial de Químicos Analíticos

pH: Potencial de hidrógeno

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

DPPH: Radical 2,2 – Difenil – 1 – picrylhydrazyl

ABTS^{•+}: Radical catiónico Ácido 2,2'-azinobis (3- etilbenzotiazolín)-6- sulfónico

IC50: Concentración que inhibe 50% del radical

ppm: Partes por millón

%CRL: Porcentaje de captación de radicales libres

EAG: Equivalente de ácido gálico

ANOVA: Análisis de varianza

HSD: Diferencia honestamente significativa

p<0,05: 95% de confianza

F: Prueba de Fischer

BS: Base seca

BH: Base húmeda

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Esquema de un secadero de bandejas o armario

Figura 2. Esquema de un secadero de túnel en corrientes paralelas

Figura 3. Estructura de algunos carotenoides importantes en la dieta alimentaria

Figura 4. Estructura química de los polifenoles

Figura 5. Interacciones entre radicales libres y antioxidantes

Figura 6. Flujograma de metodología experimental de la investigación

Figura 7. Muestreo de cushuro en la laguna Cashuro

Figura 8. Diagrama de flujo del proceso de secado convectivo del cushuro

Figura 9. Captación de radicales libres de DPPH del extracto de cushuro fresco

Figura 10. Captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro fresco

Figura 11. Muestras secadas con aire convectivo a 50°C y 60°C

Figura 12. Curva de captación de DPPH del extracto de cushuro secado a 50°C

Figura 13. Curva de captación de DPPH del extracto de cushuro secado a 60°C

Figura 14. Curva de captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro secado a 50°C

Figura 15. Curva de captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro secado a 60°C

Figura 16. Efecto del secado convectivo en la composición química bromatológica en g/100 g de cushuro en base seca

Figura 17. Efecto del secado convectivo en la cantidad de minerales denominados macroelementos en mg/100 g del cushuro en base seca

Figura 18. Efecto del secado convectivo en la capacidad antioxidante del extracto de cushuro

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Parámetros del secado convectivo

Tabla 2. Evaluación organoléptica de cushuro fresco

Tabla 3. Estadístico de análisis físico morfológico (tamaño) de cushuro fresco

Tabla 4. pH, acidez y Brix de cushuro fresco

Tabla 5. Composición químico bromatológico en cushuro fresco

Tabla 6. Minerales en cushuro fresco

Tabla 7. Compuestos bioactivos en cushuro fresco

Tabla 8. Capacidad antioxidante en cushuro fresco

Tabla 9. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro fresco por el método de radical DPPH

Tabla 10. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro fresco por el método de radical catiónico ABTS⁺⁺

Tabla 11. Tiempo de secado del cushuro

Tabla 12. Humedad y sólidos totales en cushuro fresco y secado por convección en dos temperaturas (50°C y 60°C)

Tabla 13. Evaluación organoléptica de cushuro seco a 50°C y 60°C

Tabla 14. pH, acidez y Brix de cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas 50°C y 60°C

Tabla 15. Composición químico bromatológico de cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Tabla 16. Minerales en cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Tabla 17. Compuestos bioactivos de cushuro seco a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Tabla 18. Capacidad antioxidante de cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Tabla 19. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 50°C por el método DPPH

Tabla 20. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 60°C por el método DPPH

Tabla 21. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 50°C por el método de radical catiónico ABTS⁺⁺

Tabla 22. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 60°C por el método de radical catiónico ABTS^{•+}

Tabla 23. Diferencia estadística de valores de acidez

Tabla 24. Diferencia estadística de valores de humedad de cushuro

Tabla 25. Diferencias estadísticas de valor químico – bromatológico de cushuro

Tabla 26. Diferencias estadísticas de compuestos bioactivos de cushuro

Tabla 27. Diferencias estadísticas de capacidad antioxidante de cushuro

LISTA DE ANEXOS

Anexo 1. Recolección del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” y su hábitat de crecimiento en la laguna Cashuro en la provincia de Recuay – Áncash

Anexo 2. Certificado de clasificación de la muestra

Anexo 3. Tamaño promedio de diámetro de cushuro fresco en cm

Anexo 4. Imagen del equipo secador de bandeja con aire convectivo

Anexo 5. Curva de calibración de ácido gálico

Anexo 6. Curva de calibración de captación de radicales DPPH con estándar Trolox

Anexo 7. Curva de calibración de captación de radicales ABTS^{•+} con estándar Trolox

Anexo 8. Imagen de tubos de radical DPPH con estándar Trolox

Anexo 9. Imagen de tubos de radical catiónico ABTS^{•+} con estándar Trolox

Anexo 10. Imágenes de tubos de radical DPPH con las tres muestras

Anexo 11. Imágenes de tubos de radical catiónico ABTS^{•+} con las muestras

Anexo 12. Tablas estadísticas de valores obtenidos

RESUMEN

El objetivo del estudio fue evaluar el efecto del secado convectivo en el valor nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” procedente de la provincia de Recuay, departamento de Áncash. Se realizó el secado del cushuro en un horno convectivo a dos temperaturas, 50 y 60°C, y velocidad de aire 3 m/s. El valor nutricional se determinó utilizando las metodologías de la AOAC, los compuestos bioactivos por espectrofotometría y la capacidad antioxidante por los métodos de captación del radical DPPH y radical catiónico ABTS^{•+}, en muestra fresca y seca respectivamente. La muestra fresca presentó (g/100g): humedad 98,41; proteína 0,71; carbohidratos 0,55; cenizas 0,16; grasas 0,02 y fibra cruda 0,15. Asimismo, calcio 52,96; magnesio 3,34; fósforo 8,80; hierro 0,07 mg/100g; zinc 0,1 ppm y vitamina C 0,08 mg/100g. De los compuestos bioactivos: carotenos totales 4,24 mg/100g y polifenoles totales 5,48 mg EAG/100g. La capacidad antioxidante por los métodos DPPH y ABTS^{•+} presentaron un IC₅₀ de 1,26 y 0,15 mg/ml respectivamente, frente al estándar Trolox. Las muestras secadas a temperaturas de 50 y 60°C presentaron (g/100g): humedad 12,74 y 9,75; proteínas 34,53 y 35,21; carbohidratos 34,59 y 35,64; cenizas 7,96 y 8,14; grasas 1,08 y 1,29; fibra cruda 9,09 y 9,96, respectivamente. Asimismo, presentaron (mg/100g): calcio 1519,36 y 1902,33; magnesio 121,15 y 116,09; fósforo 200,18 y 223,99; hierro 4,15 y 4,57, respectivamente. También, zinc 0,30 y 0,30 ppm y vitamina C 1,97 y 2,36 mg/100g, respectivamente. De los compuestos bioactivos: carotenos totales 32,21 y 123,86 mg/100g y polifenoles totales 72,63 y 122,11 mg EAG/100g, respectivamente. La capacidad antioxidante por los métodos DPPH y ABTS^{•+} presentaron un IC₅₀ de 0,31 y 0,06 mg/ml e IC₅₀ de 0,025 y 0,028 mg/ml, respectivamente, frente al estándar Trolox. Se evaluaron los resultados en base seca, obteniendo una reducción significativa ($p < 0,05$) por efecto del secado convectivo a 50 y 60°C en el contenido nutricional a excepción de la fibra cruda y grasas que no presentaron variación y los carbohidratos que presentó un ligero incremento; así mismo en los compuestos bioactivos (carotenos totales y polifenoles totales) presentando en la muestra seca a 50°C mayor pérdida. La capacidad antioxidante registró una variación significativa

($p < 0,05$) por efecto del secado convectivo, presentando un incremento de la capacidad antioxidante en ambas temperaturas de secado.

Palabras clave: “Cushuro”, *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault, secado convectivo, composición químico bromatológica, compuestos bioactivos, capacidad antioxidante

SUMMARY

The objective of the study was to evaluate the effect of convective drying on the nutritional value, bioactive compounds and *in vitro* antioxidant capacity of *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault "cushuro" from the province of Recuay, department of Áncash. The cushuro was dried in a convection oven with two temperatures, 50 and 60°C, and air speed 3 m/s. The nutritional value was obtained by the AOAC methodologies, the bioactive compounds by spectrophotometry and the antioxidant capacity by the methods of uptake of the DPPH radical and cationic radical ABTS•+, in fresh and dry sample respectively. The fresh sample presented (g/100g): humidity 98,41; protein 0,71; carbohydrates 0,55; ashes 0,16; fats 0,02 and crude fiber 0,15, g. Also, calcium, 52,96; magnesium, 3,34; phosphorus 8,80; iron, 0,07 mg/100g; zinc 0,1 ppm and vitamin C, 0,08 mg/100g. Of the bioactive compounds: total carotenes 4,24 mg/100g and total polyphenols, 5,48 mg EAG/100g. The antioxidant capacity by the DPPH and ABTS•+ methods presented an IC50 of 1,26 and 0,15 mg/ml respectively, compared to the Trolox standard. The dry samples at temperatures of 50 and 60°C in 100 g presented (g/100g): humidity 12,74 and 9,75; proteins 34,53 and 35,21; carbohydrates 34,59 and 35,64; ashes, 7,96 and 8,14; fats 1,08 and 1,29; crude fiber 9,09 and 9,96, respectively. Also, presented (mg/100g) calcium 1519,36 and 1902,33; magnesium, 121,15 and 116,09; phosphorus, 200,18 and 223,99; iron, 4,15 and 4,57, respectively. Also, zinc 0,30 and 0,30 ppm and vitamin C 1,97 and 2,36 mg/100g, respectively. Of the bioactive compounds: total carotenes 32,21 and 123,86 mg/100g and total polyphenols 72,63 and 122,11 mg EAG/100g, respectively. Antioxidant capacity by the DPPH and ABTS•+ methods showed an IC50 of 0,31 and 0,06 mg/ml and IC50 of 0,025 and 0,028 mg/ml, respectively, compared to the Trolox standard. The results were evaluated on a dry basis, obtaining a significant reduction ($p < 0,05$) due to the effect of convective drying at 50 and 60 ° C in the nutritional content with the exception of crude fiber and fats that did not vary and the carbohydrates that presented a slight increase; also in the bioactive compounds (total carotenoids and total polyphenols) showing a greater loss in the dry sample at 50°C. The antioxidant capacity registered a significant variation ($p < 0,05$) due to the convective drying

effect, presenting an increase in the antioxidant capacity in both drying temperatures.

Keywords: "cushuro", *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault, convective drying, chemical bromatological composition, bioactive compounds, antioxidant capacity

I. INTRODUCCIÓN

Se estima que en 2016 el número de personas aquejadas de subalimentación crónica en el mundo aumentó hasta los 815 millones¹, mientras que en Perú el 13.1% de niños menores de cinco años son afectados por desnutrición crónica².

Como recurso alimenticio no convencional, tenemos las algas marinas, que son fuente de proteínas y minerales, pero solo es accesible a la población de la costa. Sin embargo, en la sierra crecen cianobacterias de parecido valor nutricional, nos referimos al cushuro; y aunque es posible encontrarlas en diferentes ambientes, deben cumplir ciertas características. Con la finalidad de aumentar espacios para su crecimiento, el Instituto de Investigación en Glaciares y Ecosistemas de Montaña identifica las lagunas altoandinas que tengan características para producción de cushuro³.

Existen investigaciones que reportan un 30% de proteínas, el 60% del total de estas son aminoácidos indispensables, tiene cantidades considerables de minerales como calcio, hierro y magnesio, además es inocua para el consumo humano^{4, 5}.

Los productos que han sido deshidratados ofrecen variadas ventajas sobre los productos frescos, por ejemplo, la reducción de la masa y del volumen, concentración de nutrientes, como también el aumento de la vida útil, además no requieren temperaturas de refrigeración para el mantenimiento. Entre los tipos de secado, el secado por convección de aire es uno de los sistemas más utilizados⁶.

El presente trabajo de investigación, busca conocer el efecto que podría causar el secado convectivo en el valor nutricional, los compuestos bioactivos y la capacidad antioxidante *in vitro* de estas algas. De esta manera, conocer mejores condiciones de secado y así facilitar el transporte, ya que el alga fresca contiene más del 95% de agua⁷.

1.1 Objetivos

1.1.1 Objetivo general

- Evaluar el efecto del secado convectivo en el valor nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” procedente de Recuay.

1.1.2 Objetivos específicos

- Evaluar el valor nutricional del cushuro fresco y seco procedente de Recuay.
- Evaluar el contenido de compuestos bioactivos del cushuro fresco y seco procedente de Recuay.
- Evaluar la capacidad antioxidante *in vitro* del cushuro fresco y seco procedente de Recuay.

1.2. Hipótesis

- Los valores del contenido nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” no varían por efecto del secado convectivo.

II. GENERALIDADES

2.1. Cianobacterias

Por definición, las cianobacterias, también llamadas algas verde-azuladas, son organismos cosmopolitas, procariotas, gram negativos, unicelulares y fotoautótrofos, que realizan fotosíntesis de forma aeróbica, como las plantas, pudiendo asumir formas uni, multicelulares o filamentosas. Algunas especies de cianobacterias diferencian una fracción pequeña de sus células formando los heterocistos, lugar de fijación aeróbica de nitrógeno. Ellas almacenan materiales de reserva que son fuentes de pigmentos, lípidos, vitaminas y proteínas⁸.

2.1.1. Características

La mayoría de cianobacterias produce el pigmento ficobilina, ficocianina, que da a las células un color azulado cuando está presente en una concentración suficientemente alta, y es responsable del nombre popular, algas verdeazuladas; en algunos casos, también se forma el pigmento accesorio rojo, ficoeritrina. El color verde podría deberse a la clorofila a, β caroteno y diversas xantófilas⁹. Algunos géneros, sin embargo, no producen ningún pigmento, pero forman otros pigmentos accesorios. Estos incluyen algunos miembros ecológicamente muy importantes del plancton oceánico¹⁰.

Aunque las cianobacterias viven en una amplia gama de entornos, una serie de características a menudo contribuyen a su desarrollo, por ejemplo, la temperatura óptima para muchas o la mayoría de las cianobacterias es mayor en al menos varios grados que para la mayoría de las algas eucarióticas, lo que fomenta su desarrollo en climas cálidos. La tolerancia a la desecación y al estrés hídrico son características de las cianobacterias, organismos que pueden desarrollarse mejor en ambientes altamente salinos¹⁰.

Las formas terrestres a menudo toleran altos niveles de irradiación ultravioleta, mientras que el éxito de muchas formas planctónicas se ve favorecido por su capacidad de utilizar la luz para la fotosíntesis de manera eficiente a bajas densidades de flujo de fotones. Sin embargo, varias cianobacterias tienen estrategias fisiológicas que les permiten fijar nitrógeno (N_2) en condiciones bien

oxigenadas incluso sin un heterociclo, y esto se generaliza en condiciones microóxicas¹⁰.

La morfología de las cianobacterias es bastante simple. No poseen organelos internos ni mecanismos de movimiento como flagelos o cilios. El ADN está libre en el citoplasma, generalmente en una posición central. Poseen, además múltiples “copias de seguridad” (seis o más cromosomas idénticos) del cromosoma cianobacteriano en cada célula, lo cual podría contribuir a su enorme éxito ecológico en una gran variedad de hábitats. Por su parte, los tilacoides (membranas fotosintéticas que son invaginaciones de la membrana plasmática) están también dispersos en el interior celular. La pared celular de las cianobacterias consiste en peptidoglicano, generalmente con pequeñas perforaciones. Esta rígida capa es rodeada por una membrana externa que se encuentra asociada con una capa de polisacáridos de mayor o menor grado de complejidad y tamaño. Así, las células pueden estar rodeadas por una vaina o una capa mucilaginosa, que en muchos casos puede tener una compleja estructura tridimensional¹¹.

2.2. Género Nostoc

Nostoc es un género muy conocido y extendido dentro de las cianobacterias. Habita en ambientes acuáticos, hidroterrenales y terrestres en todo el mundo¹². La Cordillera Andina es depositaria de muchos lagos, lagunas, manantiales, arroyos y diversos ambientes acuáticos donde es muy común observar colonias de consistencia gelatinosa de forma esférica, lobular o laminar; plantas globosas o laminares de color verde azulado, estas son algas azul verdes o Cyanophyta llamadas comúnmente: “cushuro”, “llullucha”, “murmunta”, “crespito”, “jugadores”, “yurupa”, “uvas de los ríos”, “cochayuyo”, “llaita”, etc. que corresponden a los nombres científicos: *Nostoc sphaericum* Vauch., *Nostoc commune* Vauch., *Nostoc pruniforme* (L) Ag., *Nostoc parmelioides* Kurtz y *Nostoc verrucosum* Vauch¹³.

Según National Center for Biotechnology Information (NCBI)¹⁴ la clasificación taxonómica para especies andinas es la siguiente:

Reino: Bacteria, Planctae (clasificados en dos reinos distintos como Bacterias y Cushurus

Filum: Cyanobacteria

Orden: Nostocales

Familia: Nostocaceae

Género: Nostoc

Especies: *N. calcicola*, *N. commune*, *N. cycadae*, *N. desertorum*, *N. edaphicum*, *N. ellipsosporum*, *N. entophytum*, *N. flagelliforme*, *N. indistinguenda*, *N. lichenoides*, *N. linckia*, *N. muscorum*, *N. paludosum*, *N. piscinale*, *N. punctiforme*, *N. sphaericum*, *N. trichormus*.

La reproducción del género Nostoc se lleva a cabo en cuatro formas diferentes:

- (1) una sola célula fragmentada de filamentos que forman nuevas colonias,
- (2) a través de sus acinetos;
- (3) los hormogonios llegan a formar nuevas colonias,
- (4) por medio de gemación

La formación de hormogonios es el principal método de reproducción de estas cianobacterias. Si existe una adecuada cantidad de luz se observa una gran formación de hormogonios, estos se liberan desde el filamento que presenta heterocistos en sus extremos. Este proceso también puede ser provocado por la absorción de agua. Mientras que, en la oscuridad, cuando el carbono orgánico es suficiente, los filamentos de Nostoc se rompen en células individuales y a la vez se liberan unas pocas células de hormogonios. Una vez expuestos a la luz, los hormogonios de los filamentos se pueden agrupar para formar un nuevo filamento¹⁵.

El ciclo de vida de Nostoc se diferencia por presentar una fase formando colonias y otra fase donde los hormogonios son móviles. Su ciclo de vida es complejo y se considera una característica importante como distinción entre las distintas especies. El polisacárido extracelular en los filamentos individuales se hace más frecuente, excepto alrededor de los heterocistos. Los heterocistos no se dividen y permanecen como punto de conexión de las células vegetativas que forman el filamento.

Sea el caso que *Nostoc* se cultive con o sin aireación, todos los hormogonios se desarrollan en un nuevo filamento dentro de una vaina cerrada; luego los heterocistos se empiezan a diferenciar, las células comienzan a dividirse en un plano perpendicular al eje polar, logrando finalmente un conjunto de filamentos que forman una colonia¹⁵.

El *Nostoc* es un alimento que debe considerarse para futuros estudios y producción tecnificada. Su larga data de consumo por pueblos tan lejanos de los andinos, como China, Mongolia, Chad entre otros, indica una seguridad alimentaria, ya que, debido a la creciente demanda de alimentos en el mundo, es un complemento nutricional económico, disponible en los países andinos. Puede servir para abonar suelos agrícolas, al incorporar nitrógeno a la tierra. También tiene aplicaciones en la producción de combustibles ecológicos¹⁶.

2.3. *Nostoc sphaericum*

El *Nostoc sphaericum* *Vaucher*, tiene talos de forma globosa verde-azulado a verde pardusco. Vaina de tricomas próximos a la superficie del talo son de color verde amarillento con visible espesamiento transversales, los tricomas de la parte interna las vainas son hialinas y transparentes¹³. Forman colonias esféricas de tamaño variable con la superficie del talo liso, alcanzando generalmente de 1 a 5 cm y excepcionalmente hasta 8 cm de diámetro^{13, 15}.

2.3.1. Hábitat

Forman colonias gelatinosas esféricas que flotan libremente por el borde de superficies de lagos, lagunas, charcos, puquios y diversos ambientes altoandinos. En Perú se han podido registrar en los departamentos de Amazonas, Áncash, Arequipa, Apurímac, Cajamarca, Cusco, Junín, La Libertad, Pasco y Puno⁵.

Su hábitat natural es la puna, con temperatura bajo cero, encontrándose mayormente sobre los 3000 metros sobre el nivel del mar. Han creado resistencia a la radiación ultravioleta, favoreciendo su fotosíntesis. Se desecan parcialmente cada vez que disminuye el nivel de agua de las lagunas donde habitan, cuando no hay lluvias, pero permanecen en estado latente hasta que vuelve a llover, rehidratándose¹².

2.3.2. Reproducción

Nostoc sphaericum se reproduce por hormosporas llamadas acinetos y/o heterocistos⁵.

2.3.3. Taxonomía

La muestra fue clasificada por el Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos según el Sistema de Clasificación de Guiry 2017, y tiene la siguiente posición taxonómica:

Phylum: Cyanobacteria

Clase: Cyanophyceae

Subclase: Nostocophycidae

Orden: Nostolales

Familia: Nostolaceae

Género: *Nostoc*

Especie: *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault

Nombre común: Cushuro

2.3.4. Usos

2.3.4.1. Alimenticio

Es el uso tradicional, desde la época de los incas y ahora es parte de la dieta de los pobladores altoandinos de Ecuador, Perú, Bolivia y el norte de Chile¹⁶.

Estas algas andino peruanas del género *Nostoc*, se pueden consumir fresco, seco, deshidratándolo por deshidratación solar, donde se ha preparado y sometido a pruebas de aceptabilidad de cuarenta potajes en forma de entradas, sopas, guisos, postres, bebidas, siendo los más populares el chupe de cushuro, budín de cushuro, cebiche de cushuro, salto de cushuro, arroz con cushuro, revuelto de cushuro con papas, gelatina y mermelada de cushuro e incluso, bebida de cushuro. También se mezcla con carnes, mejorando su calidad nutricional^{17, 18}.

En Sihuas, Áncash se prepara un platillo especial para Semana Santa, a base de cushuro y en la zona sur del Perú, en Cusco y Puno, es más común encontrarlo en guisos con tarwi.

2.3.4.2. Medicinal

El Nostoc tiene algunas cualidades en medicina, por ejemplo, la de inhibir la formación de colesterol debido a su principio activo, la nostocarbolina. También podría ayudar a la regeneración de los huesos, indicando que la osteoporosis no existe en las tierras altas andinas¹³. Sus cualidades medicinales, así como sus proyecciones futuras en estudios contra el cáncer y protección contra los rayos UV están siendo estudiadas¹⁶.

2.3.4.3. Otros usos

En la agricultura, puede servir para abonar suelos agrícolas, al incorporar nitrógeno a la tierra y de alimento para animales¹⁶. También tiene aplicaciones en la producción de combustibles ecológicos, como el bioetanol¹⁹.

2.3.5. Composición química

Según las Tablas Peruanas de Composición de Alimentos, INS 2009, en la tabla P, de alimentos nativos, el cushuro deshidratado al 15% de humedad contiene 29% de proteínas, 0,5% de grasa total, carbohidratos totales 46,9% y cenizas 8,5%. Aporta 147 mg de calcio, 64 mg de fósforo y 83,6 mg de hierro²⁰. Dependiendo el origen del lugar de recolección de cushuro, la temporada en el año, el tamaño de colonias analizadas y el porcentaje de humedad (la mayoría de estudios se hicieron con producto parcialmente deshidratado) en los diversos estudios, la composición química varía teniendo datos de proteínas de 16 a 40%, lípidos de 0,3 a 11%, fibra de 0,9 a 9%, cenizas de 5 a 25%^{16, 9, 15, 5, 20, 21}

2.4. Secado en alimentos

El secado es una de las operaciones unitarias más comúnmente usadas para la preservación de los alimentos. Nuestros antepasados, desde tiempos prehistóricos, lo usaron porque les permitía obtener productos alimenticios con una vida útil más larga²².

El secado es un proceso en el que el agua se elimina para detener o aminorar el crecimiento de microorganismos perjudiciales, así como de ciertas reacciones químicas. Además, se utiliza para reducir el coste o dificultad en el

embalaje, manejo, almacenamiento y transporte, pues el secado reduce peso y a veces el volumen²³.

El calor requerido para el secado puede ser suministrado por convección, conducción y radiación. En el secado se distinguen dos tipos: secado directo o indirecto. Los sistemas de secado directo utilizan gas caliente, normalmente aire, el cual pasa a través del alimento, este tipo de secadores son más uniformes. Los sistemas de secado indirectos son simples, el calor es transmitido hacia el alimento mediante placas metálicas calientes del recipiente y por contacto directo entre las partículas calientes y frías del alimento. La atomización es otro tipo de secado que se utiliza en alimentos líquidos con un relativo alto contenido de sólidos²³.

Los alimentos sensibles al calor pueden ser procesados por liofilización, que se desarrolla para evitar las pérdidas de los compuestos responsables del sabor y aroma que se produce en las operaciones convencionales de secado. La deshidratación osmótica en la que el agua se elimina por osmosis, es otro proceso de secado utilizado en la industria, la temperatura y concentración de la solución osmótica afecta la velocidad de pérdida de agua y se considera un proceso rápido ya que la eliminación de agua se produce sin un cambio de fase²³.

La deshidratación de alimentos constituidos por células vegetales, tales como las frutas, supone una serie de cambios físicos, químicos y sensoriales como consecuencia del estrés térmico e hídrico al que se ve sometido el tejido vegetal, de morfología compleja, durante todo el proceso²⁴. Un proceso de secado severo generalmente da como resultado una mayor pérdida nutricional y una baja calidad organoléptica, mientras que aumenta la posibilidad de obtener alimentos más inocuos por la reducción de la humedad a lo más mínimo lo cual disminuye las posibilidades de reacciones de deterioro. Por lo tanto, un tiempo de secado óptimo y un nivel adecuado de gravedad del procesamiento debe estar diseñado para obtener las características deseadas de los alimentos²⁵.

2.4.1. Secado convectivo

Uno de los métodos de deshidratación más utilizados es el secado por convección, éste consiste en el paso de una corriente de aire caliente por la

masa del alimento²⁶. El aire, los gases inertes, el vapor sobrecalentado, o gases de combustión directa pueden ser utilizados en sistemas de secado convectivos²⁷.

En el proceso de secado convectivo ocurre dos subprocesos²⁷:

- 1- Transferencia de la humedad interna del sólido hacia la superficie de éste y su subsiguiente evaporación.
- 2- Transferencia de energía en forma de calor del ambiente que rodea al sólido para evaporar la humedad de su superficie. Va depender de las condiciones externas de temperatura, humedad y flujo del aire, presión, área de exposición y el tipo de secador empleado.

Un proceso de secado es adecuado cuando el tiempo en el que se lleva a cabo es el mínimo, utilizando un mínimo de energía, lo cual está estrechamente relacionado con la eficiencia energética del secador empleado²⁷.

Entre los factores que intervienen en el proceso de secado estan²⁷:

- Temperatura del aire: La temperatura desempeña un papel importante en los procesos de secado. En forma general, conforme se incrementa su valor se acelera la eliminación de humedad dentro de los límites posibles.
- Humedad relativa del aire: La humedad relativa del aire se define como la razón de la presión de vapor de agua presente en ese momento, con respecto a la presión de saturación de vapor de agua a la misma temperatura. A medida que se incrementa la temperatura del aire aumenta su capacidad de absorción de humedad y viceversa.
- Velocidad del aire: Tiene como funciones principales, transmitir la energía requerida para calentar el agua contenida en el material facilitando su evaporación y transportar la humedad saliente del material. Durante las primeras etapas del secado, la velocidad del aire desempeña un papel muy importante, sobre todo en productos con un alto contenido de humedad. Por tal razón, para asegurar un secado rápido y uniforme es indispensable una circulación del aire fuerte y regular.

2.4.2. Tipos de secaderos por convección

- 1- Secadero de horno: El aire caliente y los gases de combustión se elevan por convección natural o forzada y atraviesan la capa de producto que se encuentra sobre el piso enrejado del segundo piso. El aire húmedo se elimina por la chimenea situada en la parte más alta del segundo piso, los tiempos de secado son largos²⁴.
- 2- Secaderos de armario o bandeja: En este tipo de secadero el producto a secar se dispone en bandejas exponiéndolo a una corriente de aire caliente en un recinto cerrado. En la mayoría de los casos los secaderos de bandejas operan por cargas y tienen la desventaja de no secar el producto uniformemente, dependiendo de su posición en el secadero, por ello suele ser necesario rotar las bandejas durante el proceso para lograr un secado uniforme²⁸.

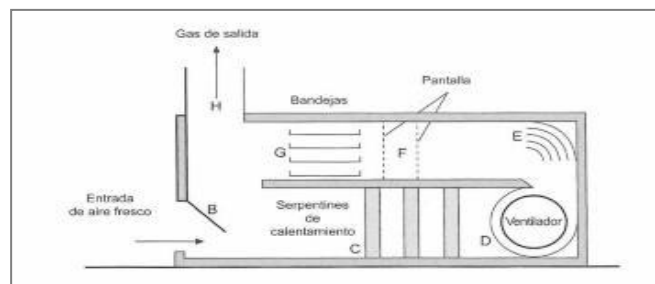


Figura 1. Esquema de un secadero de bandejas o armario²⁸

- 3- Secadero de túnel: El aire caliente se introduce por un extremo del túnel y circula a una velocidad determinada a través de las bandejas con producto que son transportadas por carretillas que circulan por el túnel a una velocidad determinada para que el tiempo de residencia del producto en este sea el necesario para lograr el secado deseado²⁸.

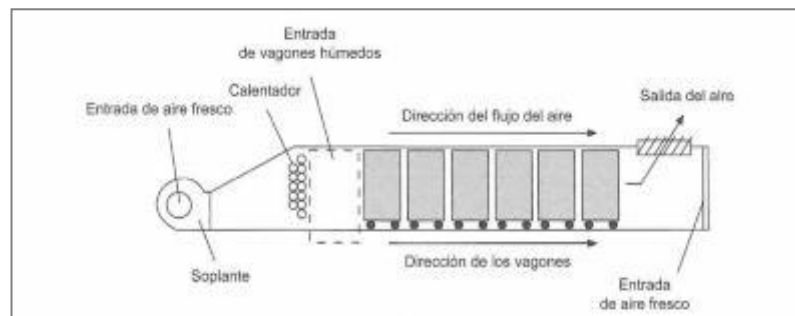


Figura 2. Esquema de un secadero de túnel en corrientes paralelas ²⁸

- 4- Secadero en lecho fluidizado: En estos sistemas, las partículas de alimento se mantienen en suspensión mediante el aire caliente utilizado para su secado. La principal limitación al uso de este secadero es el tamaño de partícula admisible para lograr un secado eficaz²⁸.

2.5. Compuestos bioactivos

Los compuestos bioactivos se pueden definir como sustancias presentes en diferentes alimentos de origen vegetal y animal, con utilidad para la promoción de la salud y la prevención de algunas enfermedades crónicas y degenerativas²⁹.

En las cianobacterias se han identificado compuestos bioactivos con diversos usos potenciales, fundamentalmente en biomedicina, agropecuaria, cosmética y en investigaciones básicas. Adicionalmente la diversidad estructural y funcional de estos sistemas biológicos se incrementa debido a que la composición química de los extractos de estos microorganismos depende de la localización geográfica y de los métodos de extracción empleados³⁰.

2.5.1. Carotenoides

a. Estructura y generalidades

Los carotenoides son pigmentos liposolubles naturales sintetizados por las plantas, algas y bacterias fotosintéticas³¹.

Todos los carotenoides poseen una estructura poli isoprenoide, un conjugado largo de cadena de doble enlace y una simetría casi bilateral alrededor del doble enlace central, como características químicas comunes. Existen dos tipos de carotenoides: los carotenos, que no contienen oxígeno en sus anillos terminales y las xantofilas que si los tienen. En este últimos tipo se pueden encontrar con las siguientes funciones oxigenadas como los grupos hidroxilo (OH), epoxi (epóxidos 5,6- ó 5,8-), grupos aldehído (CHO), ceto (C=O), carboxi (CO₂H), carbometoxi (CO₂Me) y metoxi (Ome)^{31, 32}. Las estructuras de algunos carotenoides se muestran a continuación:

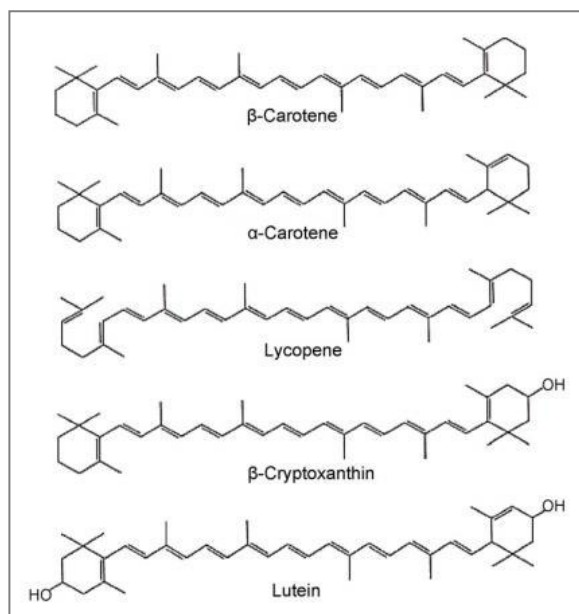


Figura 3. Estructura de algunos carotenoides importantes en la dieta alimentaria³²

Los carotenoides son bastante estables en su ambiente biológico original, pero cuando se deteriora este ambiente los carotenoides se enfrentan a diferentes factores perjudiciales tales como enzimas oxidantes, exposición excesiva a la luz y oxígeno. Durante el procesamiento de los alimentos, el perfil natural de los carotenoides también se altera inevitablemente, por reacciones inducidas por el calor, los ácidos, la luz o la exposición al oxígeno³³.

La característica distintiva de los carotenoides es la cadena poliénica. Esta parte de la molécula conocida como cromóforo es responsable de la capacidad de los carotenoides de absorber luz en la región visible y, en consecuencia, de su gran capacidad de coloración³¹. Debido a su carácter hidrofóbico se encuentran normalmente en ambientes lipófilos, como en membranas, pero en algunos carotenoides su asociación con proteínas o reacciones de glicosilación les permiten también estar presentes en medios acuosos³⁴.

Las cianobacterias que son microorganismos fotosintéticos contienen carotenos que tienen una función de foto protección y recolección de luz, además contienen otros tipos de pigmentos accesorios como ficoeritrina y ficocianina. Los principales carotenoides en cianobacterias son b-caroteno, sus derivados de hidroxilo (Zeaxantina y nostoxantina), sus derivados ceto (echinenona y cantaxantina) y los glucósidos carotenoides (mixoxantofila y oscilaxantina). La variación en cantidad y tipo de carotenoide contenida en cada especie de

cianobacterias según estudios, puede deberse a la ausencia o presencia de enzimas para la carotenogénesis además de otros factores ambientales de crecimiento como la etapa de crecimiento, intensidad de luz y cantidad de nitrógeno ^{35, 36}.

b. Funciones biológicas

Las funciones de los carotenoides están determinadas por las propiedades físicas y químicas de las moléculas. Primero, la geometría integral molecular que es vital para asegurar que el carotenoide es afín con las estructuras celulares y subcelulares en la localización y orientación correcta que permite una eficiente función. Segundo, el sistema de dobles enlaces conjugados determina las propiedades fitoquímicas y reactividad química que forma la base de estas funciones. Además, las interacciones específicas con otras moléculas son cruciales para el funcionamiento correcto ³¹.

Los carotenoides tienen un papel nutricional muy importante como provitamina A. La vitamina A es esencial para la visión nocturna y necesaria para mantener sanos la piel y los tejidos superficiales. Esta vitamina se puede producir dentro del cuerpo a partir de los carotenos α , β y γ caroteno y algunas xantofilas como la β criptoxantina. Esta capacidad de los carotenos para actuar como provitamina A depende de la conversión en retinol por los animales, así como de la presencia de β ionona, por tal motivo el β caroteno, que contiene dos anillos β ionona es el precursor más importante y eficaz de la vitamina A ³⁷.

También tiene una actividad antioxidante que depende de una serie de factores, como su estructura química, su concentración, la presión parcial de oxígeno o su interacción con otros antioxidantes, sobre todo las vitaminas C y E. Estudios realizados en el β caroteno indica un mecanismo de la actividad antioxidante relacionado con su carácter hidrofóbico, su capacidad para "retirar" el oxígeno singlete y desactivar radicales libres pero además se ha determinado que el β caroteno puede pasar de ser antioxidante a prooxidante en función de la concentración y la presión de oxígeno, entre otros factores ³⁷. Otro beneficio para la salud incluye la mejora de la función del sistema inmune y en la prevención de arterosclerosis, cataratas, degeneración macular relacionada con la edad y cumple un papel en la protección contra las

quemaduras solares e inhibición del desarrollo de ciertos tipos de cánceres ^{31, 37}.

2.5.2. Polifenoles

a. Estructura y generalidades

Los compuestos fenólicos son moléculas que tienen uno o más grupos hidroxilo unidos a un anillo aromático. Son metabolitos secundarios de las plantas y son generalmente involucrados en la defensa contra la radiación ultravioleta o agresión por patógenos, en funciones metabólicas, en su crecimiento y reproducción en las plantas³⁸.

La estructura de los polifenoles varía desde moléculas más simples como los ácidos fenólicos hasta estructuras más complejas como los taninos condensados. Se clasifican en cuatro familias en función del número de anillos fenólicos y de los elementos estructurales unidos a esos anillos: Flavonoides, ácidos fenólicos, estilbenos y lignanos ³⁹.

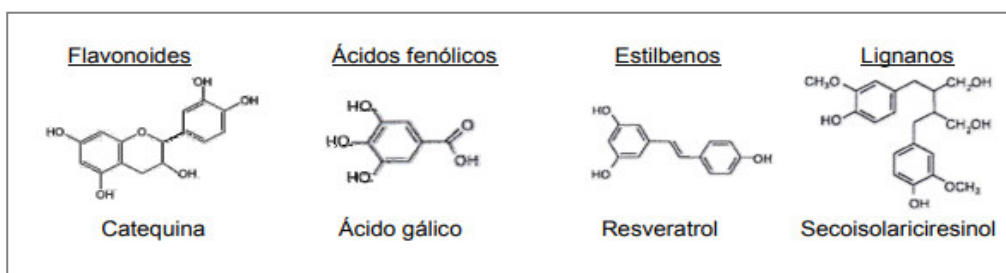


Figura 4. Estructura química de los polifenoles ³⁹

Los compuestos fenólicos pueden estar asociados con varios carbohidratos y ácidos orgánicos, así como entre ellos mismos ⁴⁰.

Los compuestos fenólicos se forman en las plantas por la vía llamada del ácido shikímico. El proceso enzimático en la planta comienza con la producción de fenilalanina y tirosina. La fenilalanina es el sustrato de la fenilalanina amonio-liasa, una enzima clave que conduce a la formación de los compuestos fenólicos ³⁸.

Singh D. et al. ⁴¹ Menciona que la cianobacterias contienen estos compuestos fenólicos tanto los fenilpropenoides y flavonoides, en su estudio logra identificar varios de estos compuestos por método cromatográfico y lo relaciona con la actividad antioxidante que tienen estos organismos, además indica que la

cantidad de compuestos fenólicos entre las especies de cianobacterias depende de la eficacia de la actividad de la enzima fenilalanina amonio-liasas que participa en la síntesis de compuestos fenólicos.

b. Funciones biológicas

La actividad antioxidante de los compuestos fenólicos se basa en su capacidad secuestradora de radicales libres y de quelación de metales ya que su estructura química es la ideal para reaccionar con los radicales libres y formar un radical intermedio más estable y menos reactivo, esto debido a la presencia de anillos aromáticos y grupos hidroxilos que permiten que se deslocalicen los electrones ³⁹. Esta capacidad antioxidante va a depender de su bioaccesibilidad en el alimento y su biodisponibilidad en el tracto gastrointestinal ⁴⁰.

También se le atribuye propiedades antimicrobianas, antimutagénicas, antiinflamatoria, estimuladores de la respuesta inmune, inhiben in vitro la oxidación de las lipoproteínas de baja densidad relacionadas con enfermedades coronarias y protegen el ADN del daño oxidativo que ocurre en algunos cánceres relacionados con la edad ^{39, 42}.

2.6. Capacidad antioxidante

Los organismos han desarrollado sistemas de defensa antioxidante para hacer frente a la atmósfera oxidativa del planeta y al metabolismo oxidativo que permitió la evolución de la vida, debido a esto alcanzaron eficientes sistemas amortiguadores antioxidantes que mantienen la capacidad de reducir a los radicales libres, las especies reactivas y los oxidantes endógenos y exógenos ⁴³.

Químicamente la oxidación de un compuesto es la pérdida de electrones y la reducción de un compuesto es la ganancia de electrones. En nuestro organismo tenemos macromoléculas de importancia biológica (proteínas, ácidos nucleicos, carbohidratos y lípidos) que son moléculas nucleofílicas que tienen electrones susceptibles de compartir y que pueden ser capturadas (oxidación) en una reacción nucleofílica para formar otros compuestos. Las moléculas oxidantes que pueden capturar estos electrones son las especies reactivas de oxígeno (ERO), de nitrógeno (ERN) y también están los radicales libres que además pueden generar reacciones oxidativas en cadena ⁴³. La mayoría de organismos emplean el oxígeno como la molécula oxidante final del

metabolismo aeróbico y oxidativo, esto hace que las células mantengan una alta concentración de productos oxidantes del metabolismo, especies reactivas de oxígeno y en muchas ocasiones radicales libres que adicionalmente se pueden producir por efecto de la exposición a contaminantes ambientales o radiaciones y tiene relación con el consumo de sustancias tóxicas ^{43, 44}.

Existen dos vías fundamentales para proteger al organismo de los radicales libres y de los procesos de óxido-reducción: enzimáticos y no enzimáticos (endógenos y exógenos) y su interacción puede ser intracelular o extracelular. Dentro de la vía no enzimática tenemos a los antioxidantes dietéticos que son sustancias que forman parte de los alimentos de consumo cotidiano y que puede prevenir los efectos adversos de especies reactivas sobre las funciones fisiológicas de los humanos ⁴⁴.

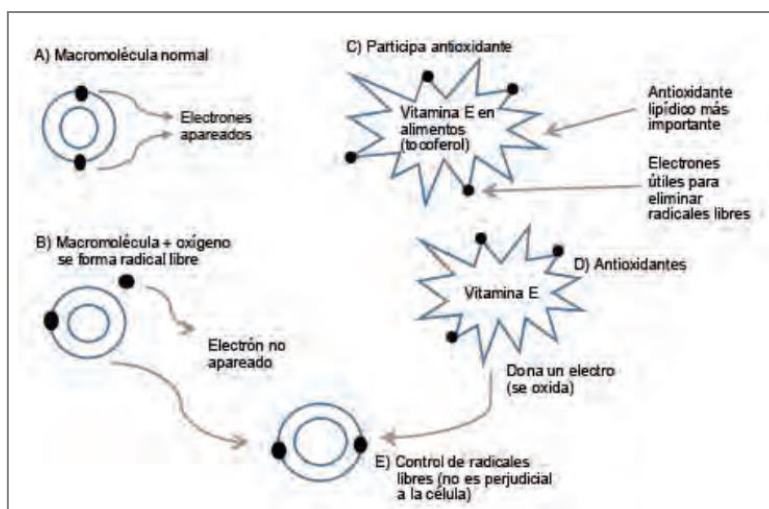


Figura 5. Interacciones entre radicales libre y antioxidantes ⁴⁴

Entre los alimentos que son fuente de compuestos antioxidantes, más consumidos, están aquellos con: vitamina E: aguacate, aceite de oliva, arroz integral, frutas secas; con vitamina C: acelgas, tomates (licopeno), todos los cítricos (limón, naranja, mandarina), además kiwi, fresa, guayaba; con β -caroteno: zanahoria, espinacas, mango, melón; con flavonoides: té verde, vino, manzana, o peras ⁴⁴.

Existen diversos métodos para evaluar la capacidad antioxidante de un compuesto, mezclas o alimentos: *in vitro* o *in vivo*. Los métodos *in vitro* consisten en determinar la actividad del antioxidante frente a sustancias cromógenas de naturaleza radical; la pérdida de color ocurre de forma

proporcional con la concentración. Cabe mencionar que este tipo de determinaciones *in vitro* nos dan tan sólo una idea aproximada de lo que ocurre en situaciones complejas *in vivo* y se debe considerar que muchas veces la capacidad antioxidante de un alimento no es producto de la suma de las capacidades antioxidantes de cada uno de sus componentes, si no que va a depender del microambiente en que se encuentra el compuesto además que los compuestos pueden interactuar entre si pudiendo producirse efectos sinérgicos o inhibitorios ⁴⁵.

III. PARTE EXPERIMENTAL

3.1. Materiales, equipos y reactivos

a. Materiales

- Crisoles
- Placas Petri de 9 cm de diámetro
- Beaker de 25, 250, 500 ml
- Buretas de 25 y 50 ml
- Soporte Universal
- Desecadores
- Pinzas
- Embudo Buchner
- Embudos de vidrio y plástico
- Balón Kjeldahl de 0.5 l
- Rejilla de asbesto
- Fiolas de 10, 25, 100, 250 y 500 ml
- Matraces de 100, 250 y 500 ml
- Picetas
- Mortero
- Pipetas de 1, 5 y 10 ml
- Micropipetas de 100 μ l, 1000 μ l
- Tubos de ensayo
- Tubos falcon 50 ml
- Papel aluminio
- Papel filtro WHATMAN® N° 4
- Probetas de 10, 100, 250 ml
- Botellas de vidrio color ámbar con tapa rosca
- Tubos refrigerantes

b. Equipos

- Secador de bandejas digital con circulación de aire Marca Inquimet.
Rango de temperatura: 20 a 80°C.
- Balanza analítica OHAUS Modelo Pioner TM, escala: 0,0001g – 200g

- Equipo de Baño María digital MEMMERT, Sensibilidad 1°C, Rango de temperatura de 0 -100°C.
- Equipo de filtración al vacío Marca CPS PRO-SET
- Espectrofotómetro UV - VIS Marca GENESYS 10S
- Estufa de secado MEMMERT Rango: 20 – 200 °C
- Campana extractora.
- Mufla RELES. Rango: 0 – 1500 °C.
- Sistema extracción Soxhlet.
- Termómetro, sensibilidad: 1 °C, escala: -10 a 150 °C.
- Centrífuga 3500 rpm.
- Digestor Kjeldahl, Marca Buchi, Modelo K-425.
- Potenciómetro, Marca ECO, Modelo PH-900-III rango de medición 0,00 – 14,00 y resolución 0,01
- Refractómetro Giardini Italy, Rango 0 – 80 BRIX
- Molino de cuchilla, Marca BOSCH

c. Reactivos

- Solución de Hidróxido de sodio 0.1N
- Solución de Hidróxido de sodio 1.25%
- Solución de Ácido Sulfúrico Q.P
- Solución de Ácido Sulfúrico 0.1N
- Solución de Ácido Sulfúrico 1.25%
- Solución de Ácido Clorhídrico 0.1N
- Ácido Metafosfórico 20%
- Sales de selenio, Marca MERCK
- Agua Destilada
- Éter de petróleo Q.P
- Acetona Q.P
- Metanol Q.P
- Etanol 96°, Marca ALKOFARMA
- Estándar de Trolox, Marca SIGMA- ALDRICH
- Estándar de Ácido Gálico, Marca SIGMA- ALDRICH
- Reactivo del fenol según Folin-Ciocalteu, Marca MERCK.

- Radical Libre 2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) Marca SIGMA-ALDRICH
- Radical catiónico ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin)-6-sulfónico (ABTS^{•+})
- Persulfato de potasio
- Carbonato de sodio
- 2,6 diclorofenolindofenol Marca SIGMA- ALDRICH
- Solución de rojo de metilo 0.1%
- Solución de fenoltaleína 0.1%

3.2. Metodología

El estudio es de tipo experimental–aplicativo, transversal y prospectivo.

La metodología experimental para evaluar el efecto del secado convectivo en la composición química bromatológica, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” se realizó de acuerdo al siguiente flujograma experimental en la figura 6.

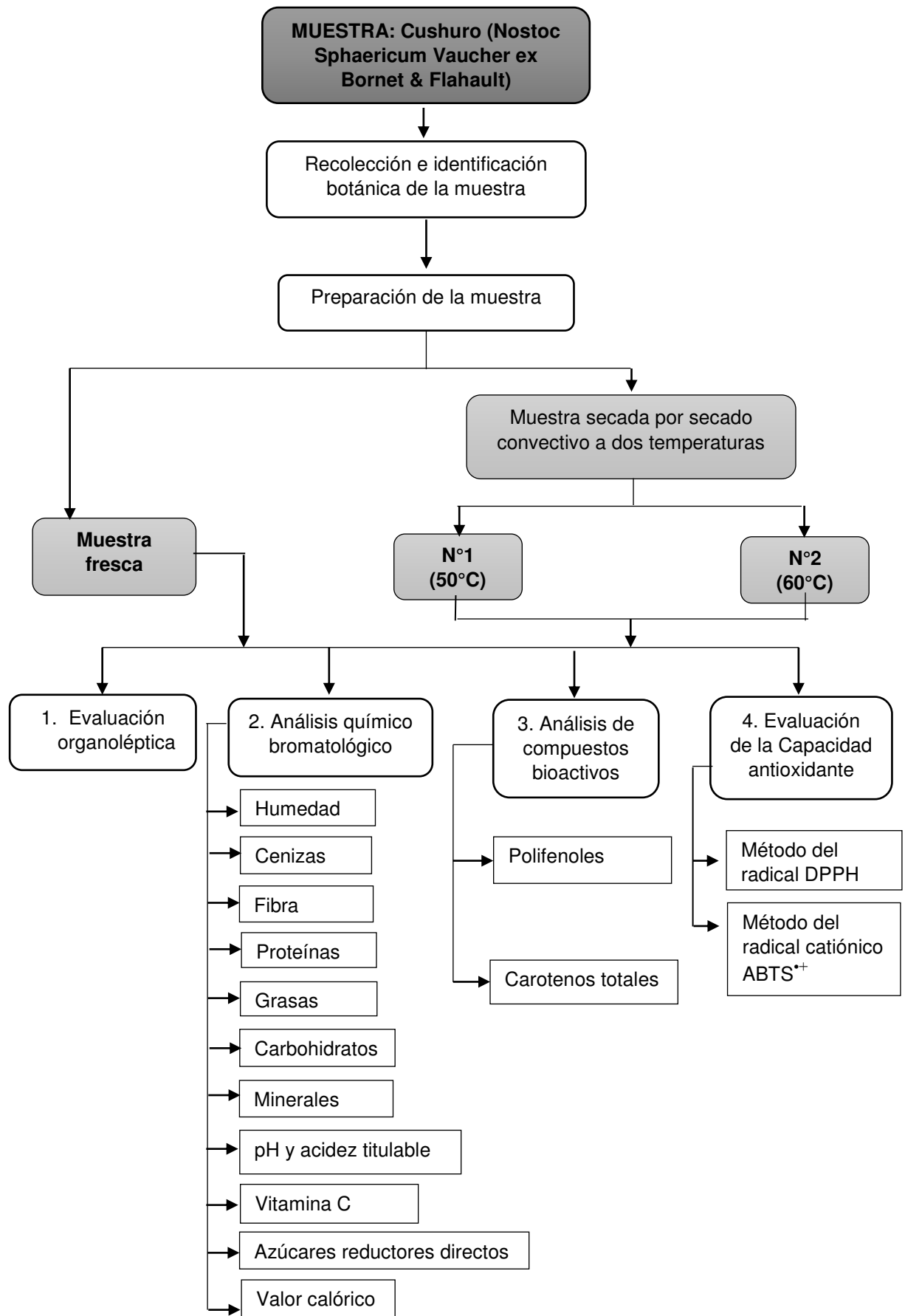


Figura 6. Flujograma de metodología experimental de la investigación

3.2.1. Recolección e identificación botánica de la muestra

Se utilizaron 10 Kg de *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro”, que se colectaron de las lagunas Cashuro, ubicados en el borde este del río Santa, 25 Km al sur de Catac, provincia de Áncash. Las tomas de muestra se realizaron entre los meses de noviembre del 2017 y enero del 2018. Considerando que las lagunas en las que habitan estas colonias de cianobacterias son de poca profundidad, se decidió tomar muestras tanto de las orillas, como de la parte central de la laguna.

Las muestras fueron trasladadas hasta el laboratorio de Bromatología de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos para los análisis respectivos.

Para la identificación de la muestra, se llevaron 250g de cushuro fresco en un frasco de vidrio al Herbario del Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. La clasificación taxonómica se realizó según el Sistema de Clasificación de Guiry, M.D & Guiry G.M. 2017. (Ver anexo 2)



Figura 7. Muestreo de cushuro en la laguna Cashuro

3.2.2. Preparación de muestra

Se eliminaron manualmente las materias extrañas (piedritas, barro, hojas, pajitas y cushuros reventados). Luego se lavaron dos veces con abundante agua de caño para asegurar la eliminación de materias que no sean cushuro. Se lavó con agua destilada. Se separó 1,5 kg aproximadamente de muestra fresca para los análisis establecidos y el resto para el secado.

3.2.3. Evaluación del cushuro en estado fresco

3.2.3.1. Evaluación organoléptica

Los análisis organolépticos que se le hacen a las muestras fueron de color, olor, sabor, textura interna y externa, forma y tamaño. Para ello se hace uso de los sentidos y un vernier.

Se seleccionaron las colonias de cianobacterias que medían entre 0,5 y 1,2 centímetros de diámetro para los análisis ya que representaba la mayor cantidad de colonias de cushuro.

3.2.3.2. Evaluación químico – bromatológica

1. Humedad

Método: Gravimétrico (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Pérdida de peso de la muestra por calentamiento en estufa a 105°C hasta peso constante.

2. pH

Método: Potenciométrico (EGAN H, 1991)⁴⁷

Fundamento: Registro potenciométrico de la actividad de los iones hidrógeno por el uso de un electrodo de vidrio y un electrodo de referencia, o un electrodo combinado.

3. Acidez total

Método: Acidez titulable (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Neutralización de la acidez producida por la muestra en dilución acuosa con soda utilizando fenolftaleína como indicador.

4. Cenizas

Método: Calcinación directa (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la destrucción de la materia orgánica presente en la muestra por calcinación y determinación gravimétrica del residuo. La calcinación fue realizada en mufla a 500°C hasta cenizas blancas.

5. Grasas

Método: Extracción continua en equipo Soxhelt (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la solubilidad de la grasa en solventes orgánicos y su insolubilidad con otros componentes no grasos, generándose una extracción continua y automática con el mismo solvente hasta agotamiento.

6. Fibra cruda

Método: Hidrólisis ácida y básica (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la digestión ácida y alcalina de la muestra obteniendo un residuo indigerible y sales que con calcinación posterior se determina la fibra cruda que es cuantificada gravimétricamente.

7. Proteínas totales

Método: Kjeldahl (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Digestión de la muestra en ácido sulfúrico (H_2SO_4) Q.P. empleando catalizadores, de esta reacción se obtiene sulfato de amonio que, en exceso de hidróxido de sodio, el nitrógeno es liberado en forma de amoniaco (NH_3) lo cual es destilado y colectado en ácido sulfúrico (H_2SO_4) 0,1N donde nuevamente se forma sulfato de amonio y el exceso de ácido es titulado con hidróxido de sodio (NaOH) 0,1N en presencia de indicador rojo de metilo hasta que vira de rosado a amarillo, el gasto se registra para los cálculos correspondientes.

8. Carbohidratos

Método: Matemático (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se obtiene al restar al total 100% la suma de proteínas, fibra cruda, extracto etéreo, cenizas y humedad.

9. Azúcares reductores directos

Método: Volumétrico de Lane y Eynon (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Propiedad de los azúcares de la muestra de reducir el cobre de la solución de Fehling en proporción volumétrica y formación de óxido cuproso en solución alcalina hirviendo y estos azúcares son cuantificables directamente en la muestra.

10. Determinación de minerales

A. Determinación de sodio, calcio, magnesio, zinc y hierro

Método: Absorción atómica (Perkin, 1996)⁴⁸

Fundamento: Se basa en la absorción de la luz producida cuando los iones de una solución se evaporizan en una llama, es decir la muestra en solución es quemada y las partículas de sal se evaporizan por acción de la llama en la cual se genera átomos libres de los elementos compuestos y capaces de absorber radiaciones procedentes de una lámpara de cátodo hueco. La absorción es selectiva y se produce a una longitud de onda según el mineral a determinar y sigue la Ley de Lambert y Beer.

B. Determinación de fósforo

Método: Espectrofotometría con Molibdovanadato (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: El fósforo presente en la muestra reacciona con el reactivo llamado molibdato de amonio y metavanadato de amonio lo cual origina un compuesto coloreado denominado fosfomolibdovanadato de amonio que es medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 400 nm.

11. Vitamina C

Método: Volumétrico 2,6 diclorofenolindofenol (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: La vitamina "C" o ácido ascórbico puede ser determinada de una forma química debido a la propiedad altamente reductora de la vitamina, de tal forma que cuando reacciona con colorantes oxidantes como el diclorofenol - indofenol, produce un compuesto incoloro perceptible a simple vista.

12. Valor calórico

Método: Factor de conversión (FAO, 2002)⁴⁹

Fundamento: Número de calorías que produce un alimento referido a 100 g de muestra, resultado de la suma de los principales nutrientes multiplicado por sus factores: proteínas = 4, grasa = 9, carbohidratos por diferencia = 4.

3.2.3.3. Determinación de compuestos bioactivos

1. Carotenos totales

Método: Espectrofotométrico UV Visible (Lichtenthaler, 2001)⁵⁰

Fundamento: Los carotenos se extraen con solventes orgánicos en condiciones de oscuridad, una vez extraídos estos pigmentos, por la capacidad de absorber luz en regiones espectrales superpuestas, se miden en espectrofotómetro UV visible. Los carotenos en disolución obedecen la ley Lambert-Beer.

2. Polifenoles

Método: Formación de complejo azul con reactivo de Folin – Ciocalteu (Singleton, 1999)⁵¹

Fundamento: Los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu que contiene una mezcla de tungstato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico, esta reacción a pH básico da lugar a una coloración azul que puede ser medida en espectrofotometría a 760 nm, la intensidad de la coloración azul es proporcional a la cantidad de polifenoles y su determinación se realiza en base a una recta patrón de ácido gálico.

3.2.3.4. Determinación de la capacidad antioxidante *in vitro*

1. Método de captación del radical DPPH

Método: Radical 2,2 – Diphenyl – 1 – picrylhydrazyl (Brand-Williams, 1995)⁵²

Fundamento: Medición de la capacidad oxidante para estabilizar el radical DPPH[•] (radical libre inestable debido a la deslocalización de un electrón desapareado). Este radical tiene un electrón desapareado y es azul – violeta, decolorándose hasta amarillo pálido por la reacción de una sustancia antioxidante, siendo medida por espectrofotometría a 517 nm.

IC50 (Concentración inhibitoria media)⁵³: Indica la concentración del antioxidante necesario para neutralizar la mitad de la concentración del radical libre DPPH, por lo tanto, a menor IC50 mayor poder del antioxidante.

2. Método de captación del radical catiónico ABTS^{•+}

Método: Ácido 2,2'-azinobis (3- etilbenzotiazolín)-6- sulfónico (Re, 1999)⁵⁴

Fundamento: El radical catiónico ABTS^{•+} se genera a partir de su precursor el Ácido 2,2'-azinobis (3- etilbenzotiazolín)-6-sulfónico (ABTS). El radical catiónico obtenido es un compuesto de color verde-azulado, estable y con un espectro de absorción en el UV-visible. El persulfato potásico y el ABTS reaccionan estequiométricamente (1:0.5). Una vez generado el radical la medida se realiza mediante un ensayo de post-adición.

IC50 (Concentración inhibitoria media)⁵³ : Indica la concentración del antioxidante necesario para neutralizar la mitad de la concentración del radical catiónico libre ABTS^{•+}, por lo tanto, a menor IC50 mayor poder del antioxidante.

3.2.4. Secado convectivo del cushuro

El cushuro fue secado en un secador de bandejas digital con circulación de aire en el laboratorio de procesos industriales de la Pontificia Universidad Católica del Perú (ver Anexo 4). El proceso se realizó como esta descrito en el siguiente diagrama de flujo:

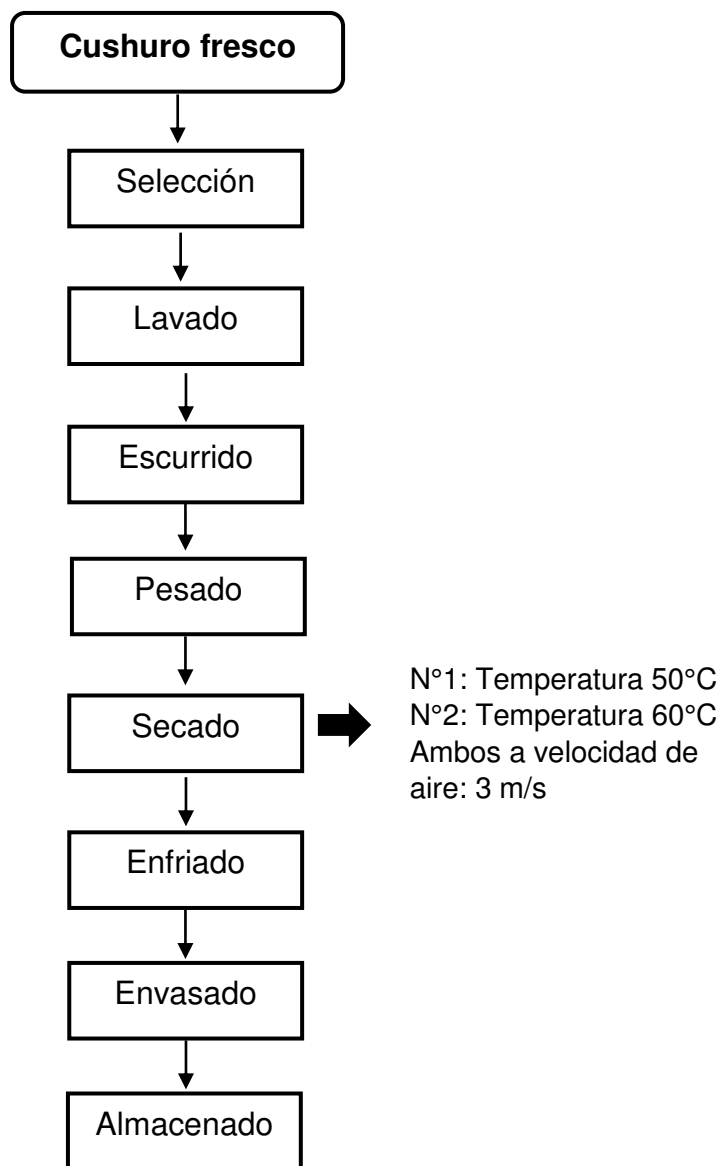


Figura 8. Diagrama de flujo del proceso de secado convectivo del cushuro

Fuente: Elaboración propia

Descripción de cada etapa del proceso

1. **Selección:** Se seleccionó de forma manual y visual de acuerdo a su tamaño, el rango de diámetro seleccionado para el secado fue entre 0.5 a 1.2 cm.
2. **Lavado:** Se realizó de forma manual con agua potable para eliminar restos de plantas y tierra.
3. **Escurreido:** Se coloca en coladores para escurrir y luego se extiende en bandejas a temperatura ambiente para retirar la mayor cantidad de agua

que está en la superficie externa de los cushuros por aproximadamente 24 horas.

4. **Pesado:** Se pesó 3 Kg para cada tanda de secado los cuales se distribuyeron en las bandejas del secador de forma uniforme.
5. **Secado:** Se procedió a realizar el secado de acuerdo a la tabla 1. A cada hora se removi6 las bandejas para que el secado pueda ser homog6neo hasta humedad constante.

Tabla 1. Parámetros del secado convectivo

Parámetros de secado	TRATAMIENTOS	
	N°1	N°2
Temperatura	50°C	60°C
Velocidad de aire	3 m/s	3 m/s

6. **Enfriado:** Terminado el secado se dejó enfriar por unos minutos a temperatura ambiente.
7. **Envasado:** Se envaso el cushuro seco en bolsa ziploc selladas herméticamente al vacío.
8. **Almacenado:** Se almaceno las bolsas cerradas en desecadores hasta su uso en los análisis posteriores.

3.2.5. Evaluación del cushuro seco

Para la evaluación de la muestra seca primero se procedió a moler con un molino de cuchillas hasta tamaño menor a tamiz 60 (<250um o 0.0098 pulgadas).

3.2.5.1. Evaluación organoléptica

Los análisis organolépticos que se le hacen a las muestras fueron de color, olor, sabor, textura externa, forma y tamaño. Para ello se hace uso de los sentidos.

3.2.5.2. Evaluación química – bromatológico

1. Humedad

Método: Gravimétrico (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Pérdida de peso de la muestra por calentamiento en estufa a 105°C hasta peso constante.

2. pH

Método: Potenciométrico (EGAN H., 1991)⁴⁷

Fundamento: Registro potenciométrico de la actividad de los iones hidrógeno por el uso de un electrodo de vidrio y un electrodo de referencia, o un electrodo combinado.

3. Acidez total

Método: Acidez titulable (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Neutralización de la acidez producida por la muestra en dilución acuosa con soda utilizando fenolftaleína como indicador.

4. Cenizas

Método: Calcinación directa (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la destrucción de la materia orgánica presente en la muestra por calcinación y determinación gravimétrica del residuo. La calcinación fue realizada en mufla a 500°C hasta cenizas blancas.

5. Grasas

Método: Extracción continua en equipo Soxhelt (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la solubilidad de la grasa en solventes orgánicos y su insolubilidad con otros componentes no grasos, generándose una extracción continua y automática con el mismo solvente hasta agotamiento.

6. Fibra cruda

Método: Hidrólisis ácida y básica (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se basa en la digestión ácida y alcalina de la muestra obteniendo un residuo indigerible y sales que con calcinación posterior se determina la fibra cruda que es cuantificada gravimétricamente.

7. Proteínas totales

Método: Kjeldahl (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Digestión de la muestra en ácido sulfúrico (H_2SO_4) Q.P. empleando catalizadores, de esta reacción se obtiene sulfato de amonio que, en exceso de hidróxido de sodio, el nitrógeno es liberado en forma de amoníaco (NH_3) lo cual es destilado y colectado en ácido sulfúrico (H_2SO_4) 0,1N donde nuevamente se forma sulfato de amonio y el exceso de ácido es titulado con hidróxido de sodio (NaOH) 0,1N en presencia de indicador rojo de metilo hasta que vira de rosado a amarillo, el gasto se registra para los cálculos correspondientes.

8. Carbohidratos

Método: Matemático (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Se obtiene al restar al total 100% la suma de proteínas, fibra cruda, extracto etéreo, cenizas y humedad.

9. Azúcares reductores directos

Método: Volumétrico de Lane y Eynon (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: Propiedad de los azúcares de la muestra de reducir el cobre de la solución de Fehling en proporción volumétrica y formación de óxido cuproso en solución alcalina hirviente y estos azúcares son cuantificables directamente en la muestra.

10. Determinación de minerales

A. Determinación de sodio, calcio, magnesio, zinc y hierro

Método: Absorción atómica (Perkin, 1996)⁴⁸

Fundamento: Se basa en la absorción de la luz producida cuando los iones de una solución se evaporizan en una llama, es decir la muestra en solución es quemada y las partículas de sal se evaporizan por acción de la llama en la cual se genera átomos libres de los elementos compuestos y capaces de absorber radiaciones procedentes de una lámpara de cátodo hueco. La absorción es selectiva y se produce a una longitud de onda según el mineral a determinar y sigue la Ley de Lambert y Beer.

B. Determinación de fósforo

Método: Espectrofotometría con Molibdovanadato (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: El fósforo presente en la muestra reacciona con el reactivo llamado molibdato de amonio y metavanadato de amonio lo cual origina un compuesto coloreado denominado fosfomolibdovanadato de amonio que es medida en un espectrofotómetro a una longitud de onda de 400 nm.

11. Vitamina C

Método: Volumétrico 2,6 diclorofenolindofenol (AOAC, 2016)⁴⁶

Fundamento: La vitamina "C" o ácido ascórbico puede ser determinada de una forma química debido a la propiedad altamente reductora de la vitamina, de tal forma que cuando reacciona con colorantes oxidantes como el diclorofenol - indofenol, produce un compuesto incoloro perceptible a simple vista.

12. Valor calórico

Método: Factor de conversión (FAO., 2002)⁴⁹

Fundamento: Número de calorías que produce un alimento referido a 100 g demuestra, resultado de la suma de los principales nutrientes multiplicado por sus factores: proteínas = 4, grasa = 9, carbohidratos por diferencia = 4.

3.2.5.3. Determinación de compuestos bioactivos

1. Carotenos totales

Método: Espectrofotométrico UV Visible (Lichtenthaler, 2001)⁵⁰

Fundamento: Los carotenos se extraen con solventes orgánicos en condiciones de oscuridad, una vez extraídos estos pigmentos, por la capacidad de absorber luz en regiones espectrales superpuestas, se miden en espectrofotómetro UV visible. Los carotenos en disolución obedecen la ley Lambert-Beer.

2. Polifenoles

Método: Formación de complejo azul con reactivo de Folin – Ciocalteu (Singleton, 1999) ⁵¹

Fundamento: Los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo de Folin-Ciocalteu que contiene una mezcla de tungstato sódico y molibdato sódico en ácido fosfórico, esta reacción a pH básico da lugar a una coloración azul que puede ser medida en espectrofotometría a 760 nm, la intensidad de la coloración azul es proporcional a la cantidad de polifenoles y su determinación se realiza en base a una recta patrón de ácido gálico.

3.2.5.4 Determinación de la capacidad antioxidante *in vitro*

1. Método de captación del radical DPPH

Método: Radical 2,2 – Diphenyl – 1 – picrylhydrazyl (Brand-Williams, 1995) ⁵²

Fundamento: Medición de la capacidad oxidante para estabilizar el radical DPPH[•] (radical libre inestable debido a la deslocalización de un electrón desapareado). Este radical tiene un electrón desapareado y es azul – violeta, decolorándose hasta amarillo pálido por la reacción de una sustancia antioxidante, siendo medida por espectrofotometría a 517 nm.

IC₅₀ (Concentración inhibitoria media) ⁵³: Indica la concentración del antioxidante necesario para neutralizar la mitad de la concentración del radical libre DPPH, por lo tanto, a menor IC₅₀ mayor poder del antioxidante.

2. Método de captación del radical catiónico ABTS^{•+}

Método: Ácido 2,2'-azinobis (3- etilbenzotiazolín)-6- sulfónico (Re, 1999) ⁵⁴

Fundamento: El radical catiónico ABTS^{•+} se genera a partir de su precursor el Ácido 2,2'-azinobis (3- etilbenzotiazolín)-6-sulfónico (ABTS). El radical catiónico obtenido es un compuesto de color verde-azulado, estable y con un espectro de absorción en el UV-visible. El persulfato potásico y el ABTS reaccionan estequiométricamente (1:0.5). Una vez generado el radical la medida se realiza mediante un ensayo de post-adición.

IC₅₀ (Concentración inhibitoria media) ⁵³ : Indica la concentración del antioxidante necesario para neutralizar la mitad de la concentración del radical catiónico libre ABTS^{•+}, por lo tanto, a menor IC₅₀ mayor poder del antioxidante.

3.2.6. Análisis estadístico

Para evaluar los resultados obtenidos en los análisis fisicoquímicos, bromatológicos, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante *in vitro* de la muestra fresca y seca a 50 y 60°C y evaluar el efecto del secado convectivo, se tomaron los resultados en base seca y se realizó el análisis de varianza ANOVA y Tukey a través del software para análisis estadístico Statgraphics Centurion versión 17.2.05.

IV. RESULTADOS

Las muestras de cushuro fresco y seco por secado convectivo a dos temperaturas presentaron los resultados siguientes:

4.1 Evaluación organoléptica del cushuro en estado fresco

Tabla 2. Evaluación organoléptica de cushuro fresco

MUESTRA	Color	Olor	Sabor	Textura externa	Textura interna	Forma
Fresco	Verde oliva, marrón pardo	Sui generis	Insípido	Lisa	Gelatinosa	Esférica

Resultados de análisis realizados (n=3)

Tabla 3. Estadístico de análisis físico morfológico (tamaño) de cushuro fresco

Variable	Media	Desviación Estándar
Diámetro (cm)	0,8865	0,1857

Resultados muestran valor de media y desviación estándar (n=100)

4.2 Composición química bromatológica del cushuro fresco

Tabla 4. pH, acidez y Brix de cushuro fresco

Análisis	Resultado
pH (25.4°C)	7,53
Acidez titulable*	$0,0036 \pm 8.7 \times 10^{-5}$
Brix	0

Resultados expresados con los valores de media \pm desviación estándar (n=3)

*Valor de acidez expresado en ácido sulfúrico, en g/100 g

Los resultados del cushuro fresco se muestra en la tabla 4, observamos un pH ligeramente alcalino (>7.0), bajo porcentaje de acidez titulable y nula cantidad de grados Brix.

En la tabla 5 se muestran los resultados de los análisis químico bromatológicos realizados al cushuro fresco en base húmeda y base seca en donde observamos que el cushuro fresco en base seca presenta una elevada cantidad de proteínas, cenizas y carbohidratos y una mínima cantidad en fibra y grasas mientras que en su estado natural se resalta la elevada cantidad de agua. Se observa también el bajo valor calórico que aporta el cushuro en base húmeda, ya que casi su totalidad es agua.

Tabla 5. Composición químico bromatológica en cushuro fresco

Análisis	BH	BS
Humedad*	98,41 ± 0,01	0,00
Proteínas*	0,71 ± 0,03	44,48 ± 2,13
Cenizas *	0,16 ± 0,02	10,05 ± 1,11
Grasas*	0,02 ± 0,01	1,40 ± 0,46
Fibra*	0,15 ± 0,02	9,21 ± 0,96
Carbohidratos*	0,55 ± 0,03	34,88 ± 1,97
Valor calórico**	5,24±0,06	330,03±4,78
Vitamina C***	0,08 ± 0,002	4,93 ± 0,15
Azúcares reductores directos	N.D	-

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

BH: Base húmeda, BS: Base seca, N.D: No detectable con el método volumétrico de Lane y Eynon

*Expresados en g/100g

** Expresados en Kcal/100g

*** Expresado en mg/100g

En la tabla 6 observamos la cantidad de minerales obtenidas del cushuro fresco en base húmeda y base seca en donde podemos resaltar la alta cantidad de calcio como principal macroelemento y alta cantidad de hierro como principal microelemento.

Tabla 6. Minerales en cushuro fresco

Minerales	BH	BS
Hierro*	0,07 ± 0,0	4,60 ± 0,22
Fósforo*	8,80 ± 0,37	554,79 ± 23,53
Calcio*	52,96 ± 0,92	3337,31 ± 58,27
Magnesio*	3,34 ± 0,11	210,76 ± 6,72
Zinc**	0,1 ± 0,0	6,5 ± 0,28

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

*Expresados en mg/100 g

** Expresado en ppm

BH: Base húmeda, BS: Base seca

4.3 Compuestos bioactivos del cushuro fresco

En la tabla 7 se puede apreciar la cantidad de compuestos bioactivos presente en la cushuro fresco en base húmeda y base seca en donde observamos una mínima cantidad de vitamina C y una alta cantidad de carotenos totales y polifenoles.

Tabla 7. Compuestos bioactivos en cushuro fresco

Compuesto bioactivo	Fresco	
	BH	BS
Polifenoles Totales*	5,48±0,02	345,21±1,15
Carotenos Totales**	4,24±0,24	267,05±2,76

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

BH: Base húmeda, BS: Base seca

*Expresado en mg EAG/100g

**Expresado en mg/100g

4.4 Evaluación de la capacidad antioxidante del cushuro fresco

En la tabla 8 se observan los resultados de actividad antioxidante de cushuro fresco en base húmeda y seca, obtenidos mediante la captación de dos diferentes radicales. Los valores obtenidos, tanto en base seca como en base húmeda en todos los análisis, son mayores mediante captación del radical catiónico ABTS⁺.

Tabla 8. Capacidad antioxidante en cushuro fresco

Capacidad Antioxidante	BH	BS
DPPH *	0,43 ± 0,01	27,21 ± 0,70
ABTS ^{•+} *	3,41 ± 0,14	210,68 ± 1,32

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

*Expresado en mg Trolox/100g

BH: Base húmeda, BS: Base seca

A. Captación del radical DPPH

En la tabla 9 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con DPPH y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra fresca.

Tabla 9. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro fresco por el método de radical DPPH

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
1,4333	58,9638	1,2616
0,7167	24,0601	
0,3583	12,1389	
0,1792	4,4017	
0,0896	1,6506	
0	0	

En la figura 9 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación de radicales libres (DPPH) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro fresco, con un $R^2=0,9918$.

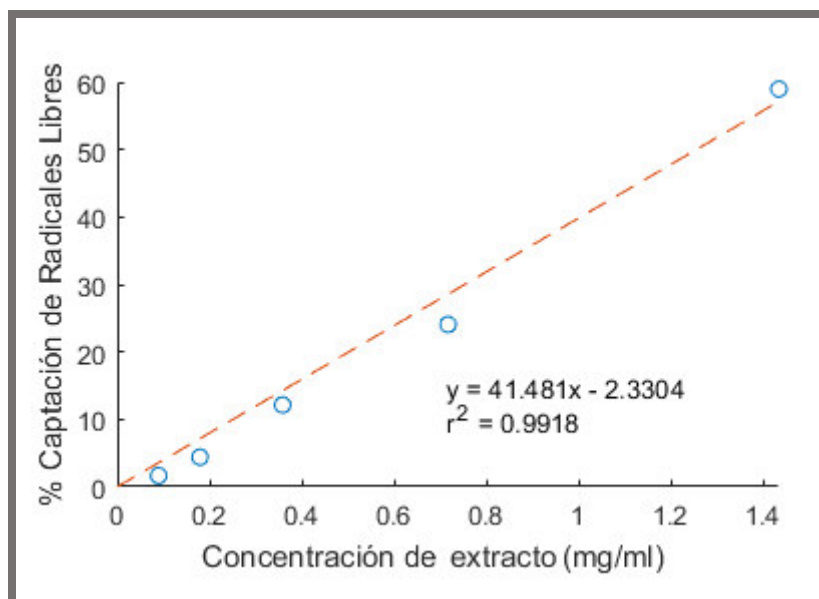


Figura 9. Captación de radicales libres de DPPH del extracto de cushuro fresco

B. Captación del radical catiónico ABTS^{•+}

En la tabla 10 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con ABTS^{•+} y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra fresca.

Tabla 10. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro fresco por el método de radical catiónico ABTS^{•+}

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,26875	87,9962	0,1478
0,134375	48,3501	
0,0671875	26,3989	
0,0338625	11,3821	
0,0166625	5,2128	
0	0	

En la figura 10 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación del radical catiónico (ABTS^{•+}) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro fresco, con un $R^2=0,9955$.

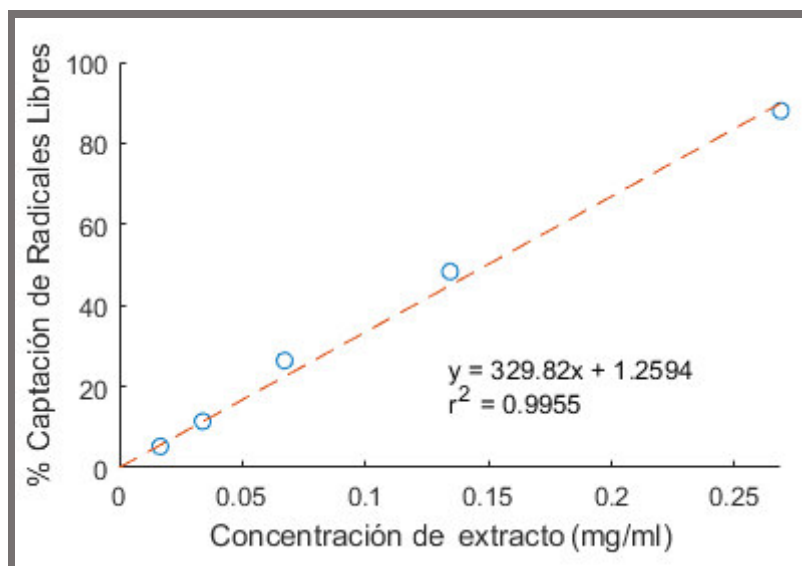


Figura 10. Captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro fresco

4.5 Evaluación del proceso de secado convectivo

En la siguiente tabla 11 se menciona el tiempo total de secado en cada tratamiento siendo el tratamiento de secado a temperatura de 60°C el de menor tiempo.

Tabla 11. Tiempo de secado del cushuro

Tratamientos	Velocidad de aire (m/s)	Tiempo (h)
N°1 (50°C)	3	6
N° 2 (60°C)	3	4

La humedad y sólidos totales obtenidos de cada muestra se detallan en la tabla 12, donde se puede observar que el cushuro fresco después del secado sufre una reducción de la humedad y los sólidos totales aumentan considerablemente.

Tabla 12. Humedad y sólidos totales en cushuro fresco y secado por convección en dos temperaturas (50°C y 60°C)

Muestra	Humedad*	Sólidos totales*
Fresco	98,41 ± 0,01	1,59 ± 0,01
Seco N°1 (50°C)	12,75 ± 0,72	87,26 ± 0,72
Seco N°2 (60°C)	9,75 ± 0,08	90,25 ± 0,08

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

*Expresados en g/100g

4.6 Evaluación organoléptica del cushuro seco

Tabla 13. Evaluación organoléptica de cushuro seco a 50°C y 60°C

Muestra	Color	Olor	Sabor	Textura externa	Textura interna	Forma
Secado a 50°C	Verde oscuro	Sui generis	Insípido	Rugosa	No tiene	Irregular
Secado a 60°C	Verde amarillento oscuro	Sui generis	Insípido	Rugosa	No tiene	Irregular

Resultados de análisis realizados (n=3)



Figura 11. Muestras secadas con aire convectivo a 50°C y 60°C

4.7 Análisis químico bromatológico del cushuro seco

Tabla 14. pH, acidez y Brix de cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas 50°C y 60°C

Análisis físico químicos	Resultado	
	Seco N°1 (50°C)	Seco N°2 (60°C)
pH	7,98	7,69
Acidez titulable*	0,0853 ± 0,01	0,1073 ± 0,01
Brix	0	0

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

*Valor de acidez expresado en ácido sulfúrico, en g/100 g

En la tabla 15 se aprecia la composición químico bromatológico del cushuro seco a dos temperaturas (50°C y 60°C) en donde podemos destacar una concentración de los componentes nutricionales sobre todo las proteínas, carbohidratos y cenizas, así como también el aumento de su valor calórico

Tabla 15. Composición químico bromatológico de cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas (50°C y 60°C)

ANALISIS	N°1 (50°C)		N°2 (60°C)	
	BH	BS	BH	BS
Humedad *	12,74 ± 0,72	0,00	9,75 ± 0,08	0,00
Proteínas *	34,53 ± 0,54	39,57 ± 0,62	35,21 ± 0,50	39,01 ± 0,56
Cenizas *	7,96 ± 0,13	9,13 ± 0,15	8,14 ± 0,02	9,03 ± 0,02
Grasas *	1,08 ± 0,19	1,24 ± 0,22	1,29 ± 0,19	1,44 ± 0,21
Fibra *	9,09 ± 0,87	10,41 ± 1	9,96 ± 0,25	11,04 ± 0,27
Carbohidratos *	34,59 ± 0,17	39,64 ± 0,24	35,64 ± 0,82	39,49 ± 0,87
Valor calórico **	286,25±2,01	328,09±2,80	295,02±0,83	326,93±0,81
Vitamina C ***	1,97 ± 0,06	2,25 ± 0,07	2,36 ± 0,01	2,62 ± 0,02
Azúcares reductores directos *	N.D.	-	N.D.	-

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

BH: Base húmeda, BS: Base seca, N.D: No detectable con el método volumétrico de Lane y Eynon

*Expresados en g/100g

** Expresados en Kcal/100g

*** Expresado en mg/100g

En la tabla 16 se observa las cantidades de minerales determinados en el cushuro seco a 50°C y 60°C, destacamos una alta cantidad de calcio en ambas muestras al igual que la muestra en estado fresco.

Tabla 16. Minerales en cushuro seco por secado convectivo a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Minerales	N°1 (50°C)		N°2 (60°C)	
	BH	BS	BH	BS
Hierro*	4,15 ± 0,11	4,76 ± 0,13	4,57 ± 0,05	5,06 ± 0,06
Fósforo*	200,18 ± 0,31	229,41 ± 0,36	223,99 ± 1,39	248,20 ± 1,54
Calcio*	1519,36 ± 39,32	1741,27 ± 45,06	1902,33 ± 20,13	2107,95 ± 22,31
Magnesio*	121,15 ± 5,62	138,85 ± 6,44	116,09 ± 0,62	128,64 ± 0,69
Zinc**	0,3 ± 0,0	0,3 ± 0,0	0,3 ± 0,0	0,3 ± 0,0

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=2)

*Expresados en mg/100 g

** Expresado en ppm

BH: Base húmeda, BS: Base seca

4.8 Compuestos bioactivos del cushuro seco

Tabla 17. Compuestos bioactivos de cushuro seco a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Compuesto bioactivo	Seco N°1 (50°C)		Seco N°2 (60°C)	
	BH	BS	BH	BS
Polifenoles Totales*	72,63 ± 1,11	83,24 ± 1,27	122,11 ± 1,42	135,31 ± 1,58
Carotenos Totales**	32,21 ± 0,75	36,92 ± 0,86	123,86 ± 2,33	137,24 ± 2,58

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

BH: Base húmeda, BS: Base seca

*Expresado en mg EAG/100g

** Expresado en mg/100g

La cantidad de compuestos bioactivos en el cushuro seco a dos temperaturas (50°C y 60°C) por secado convectivo se puede ver en la tabla 17, donde se aprecia una mayor cantidad de estos compuestos en el secado a 60°C.

4.9 Evaluación de la actividad antioxidante del cushuro seco

En la tabla 18 se observan los resultados de actividad antioxidante de cushuro seco con las dos temperaturas por secado convectivo en base húmeda y seca, obtenidos mediante la captación de dos diferentes radicales. Los valores obtenidos, tanto en base seca como en base húmeda en todos los análisis, son mayores mediante captación del radical catiónico ABTS^{•+}.

Tabla 18. Capacidad antioxidante de cushuro seco a dos temperaturas (50°C y 60°C)

Capacidad Antioxidante	N°1 (50°C)		N°2 (60°C)	
	BH	BS	BH	BS
DPPH *	27,88 ± 0,15	32,20 ± 0,48	153,258 ± 0,61	169,82 ± 0,67
ABTS ^{•+} *	170,88 ± 4,11	195,83 ± 4,72	283,74 ± 5,04	314,41 ± 5,59

Resultados expresados con los valores de media ± desviación estándar (n=3)

*Valores expresados en mg Trolox/100g

BH: Base húmeda, BS: Base seca

A. Resultados de la metodología captación del radical DPPH

En la tabla 19 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con DPPH y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra seca por secado convectivo a 50°C.

Tabla 19. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 50°C por el método DPPH

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,4067	61,6446	
0,2033	35,4857	
0,1525	28,0353	0,3149
0,0763	15,2318	
0,0381	9,0508	
0	0	

En la figura 12 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación de radicales libres (DPPH) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro seco por secado convectivo a 50°C, con un $R^2=0,9903$.

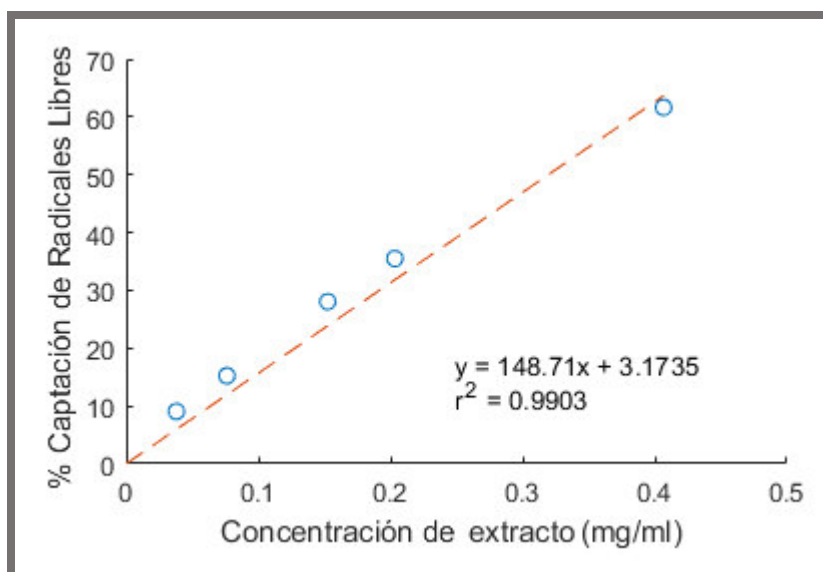


Figura 12. Curva de captación de DPPH del extracto de cushuro secado a 50°C

En la tabla 20 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con DPPH y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra seca por secado convectivo a 60°C.

Tabla 20. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 60°C por el método DPPH

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,0972	88,5399	0,0551
0,0486	44,0220	
0,0365	30,9091	
0,0182	17,5207	
0,0091	10,2479	
0	0	

En la figura 13 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación de radicales libres (DPPH) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro seco por secado convectivo a 60°C, con un $R^2=0,9981$.

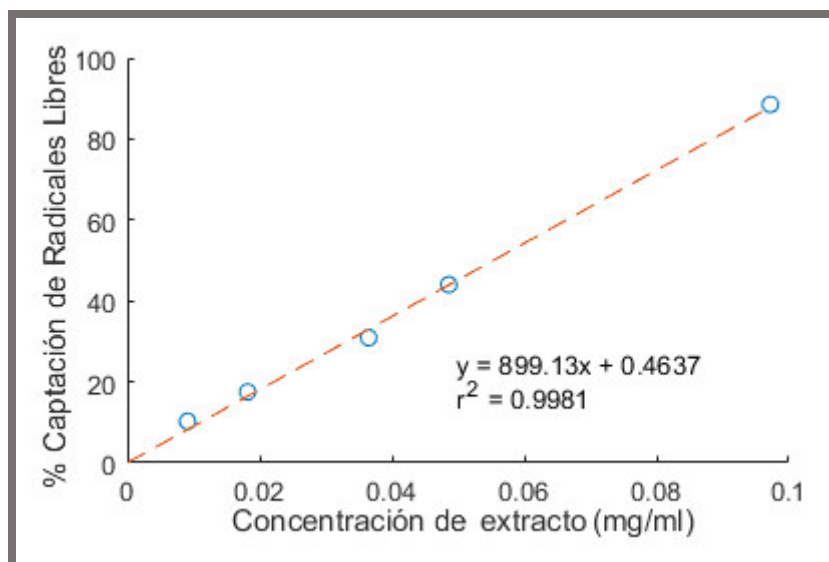


Figura 13. Curva de captación de DPPH del extracto de cushuro secado a 60°C

B. Captación del radical catiónico ABTS^{•+}

En la tabla 21 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con ABTS^{•+} y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra seca por secado convectivo a 50°C.

Tabla 21. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 50°C por el método de radical catiónico ABTS^{•+}

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,03958	76,5098	0,0253
0,02977	58,9158	
0,01979	42,3204	
0,00998	19,3533	
0,00491	10,2711	
0	0	

En la figura 14 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación del radical catiónico (ABTS^{•+}) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro seco por secado convectivo a 50°C, con un R²=0,9972.

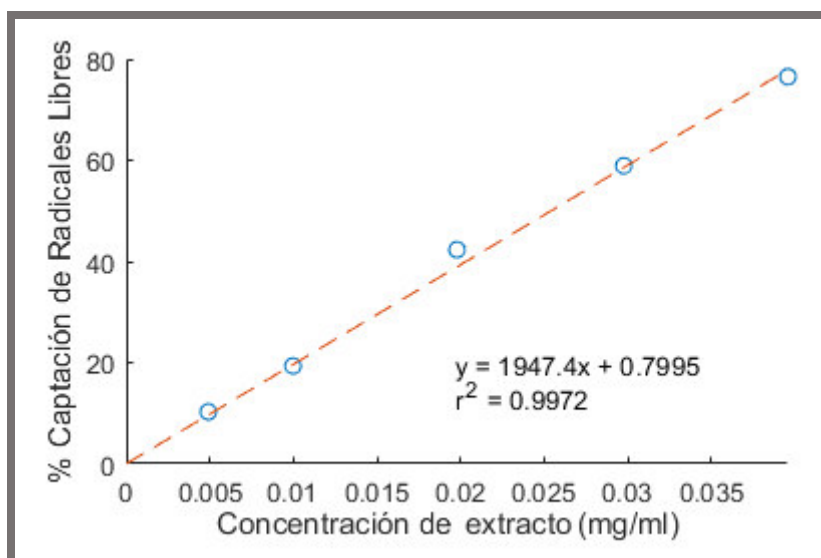


Figura 14. Curva de captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro secado a 50°C

En la tabla 23 se observan las concentraciones que se utilizaron para las lecturas con ABTS^{•+} y los porcentajes de captación de radicales libres, así como también el IC50 del extracto de la muestra seca por secado convectivo a 60°C.

Tabla 22. Porcentaje de captación de radicales libres del extracto de cushuro seco por secado convectivo a 60°C por el método de radical catiónico ABTS^{•+}

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,05483	92,2633	0,0283
0,03646	66,6026	
0,01838	34,8871	
0,00904	17,6838	
0,00452	10,0913	
0	0	

En la figura 15 se puede observar la linealidad de porcentaje de captación del radical catiónico (ABTS^{•+}) y concentración del extracto seco de la muestra de cushuro seco por secado convectivo a 60°C, con un $R^2=0.9965$.

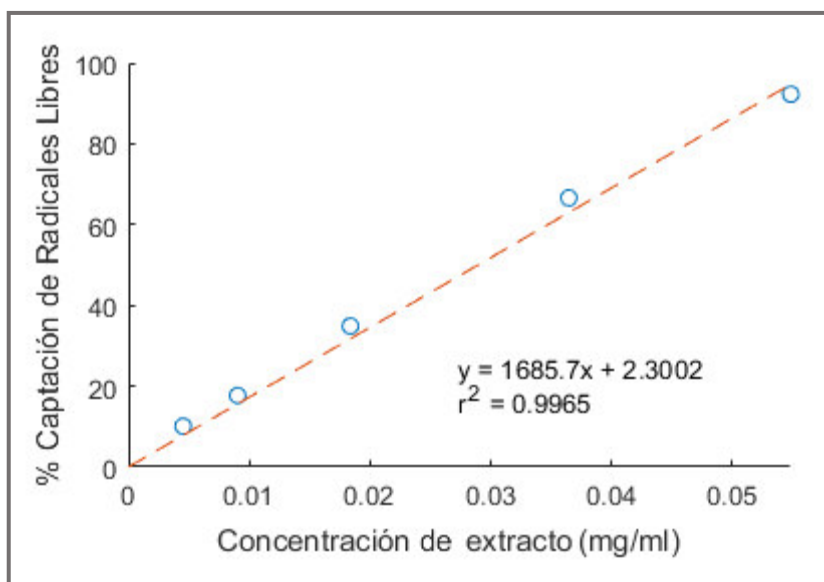


Figura 15. Curva de captación del radical catiónico ABTS^{•+} del extracto de cushuro secado a 60°C

4.10 Evaluación estadística del efecto del secado convectivo

En las siguientes figuras y tablas se observan la comparación de los resultados del contenido nutricional, compuestos bioactivos y capacidad antioxidante obtenidos de las tres muestras de cushuro (fresca y seca a 50 y 60°C) en base seca y la evaluación del efecto del secado convectivo mediante el análisis de varianza ANOVA y Tukey.

Tabla 23. Diferencia estadística de valores de acidez

Muestra	Acidez titulable*
Fresco	0,2267±0,01 ^a
Seco N°1 (50°C)	0,0967±0,01 ^b
Seco N°2 (60°C)	0,1167±0,01 ^b

Los valores representan los promedios ± desviación estándar para tres repeticiones; valores en la misma columna con diferente superíndice son significativamente diferentes a $p<0,05$

*Valor de acidez expresado en ácido sulfúrico, g/100 g

De la tabla 23 se puede observar que los valores de acidez en base seca disminuyen cuando se seca el producto y existe diferencia significativa entre muestra fresca y los dos secados.

Tabla 24. Diferencia estadística de valores de humedad de cushuro

Muestra	Humedad
Fresco*	98,41 ± 0,01 ^a
Seco N°1 (50°C)*	12,75 ± 0,72 ^b
Seco N°2 (60°C)*	9,75 ± 0,08 ^c

Los valores representan los promedios ± desviación estándar para tres repeticiones; valores en la misma columna con diferente superíndice son significativamente diferentes a $p<0,05$

*Expresado en g/100g

En la tabla 25 se observa la comparación químico bromatológico realizada de los cushuros secos con la muestra fresca en base seca en donde estadísticamente se aprecia una diferencia significativa ($p<0,05$) en los valores de proteínas, cenizas y carbohidratos con respecto a la muestra fresca pero la temperatura de secado no afecta significativamente en estos valores. También muestra que disminuye mínimamente el valor calórico de las tres muestras en base seca, pero no hay diferencia significativa. Esto se explica porque los valores provienen de proteínas, que disminuye significativamente entre muestra fresca y secados, grasas, donde no hay diferencias significativas y

carbohidratos, que aumenta significativamente justo entre la muestra fresca y los secados. Los valores al ser multiplicados por las constantes hacen que no haya diferencia significativa en los resultados finales. La figura 16 muestra claramente el efecto ocasionado por la temperatura de secado en la composición química bromatológica (proteínas, cenizas, grasas, fibra, carbohidratos).

Tabla 25. Diferencias estadísticas de valor químico – bromatológico de cushuro

Análisis	Fresco	Seco N°1 (50°C)	Seco N°2 (60°C)
Proteínas*	44,48 ± 2,13 ^a	39,57 ± 0,61 ^b	39,01 ± 0,56 ^b
Cenizas*	10,62 ± 0,24 ^a	9,13 ± 0,15 ^b	9,02 ± 0,02 ^b
Grasas*	1,40 ± 0,46 ^a	1,24 ± 0,22 ^a	1,44 ± -0,22 ^a
Fibra*	9,21 ± 0,96 ^a	10,41 ± 1 ^a	11,04 ± 0,27 ^a
Carbohidratos*	34,88 ± 1,97 ^a	39,64 ± 0,25 ^b	39,49 ± 0,88 ^b
Valor calórico**	330,03 ± 4,78 ^a	328,09 ± 2,80 ^a	326,93 ± 0,81 ^a
Vitamina C***	4,93 ± 0,15 ^a	2,25 ± 0,07 ^b	2,62 ± 0,02 ^c

Los valores representan los promedios ± desviación estándar para tres repeticiones; valores en la misma fila con diferente superíndice son significativamente diferentes a $p < 0,05$

*Expresados en g/100g

**Expresados en Kcal/100g

***Expresados en mg/100g

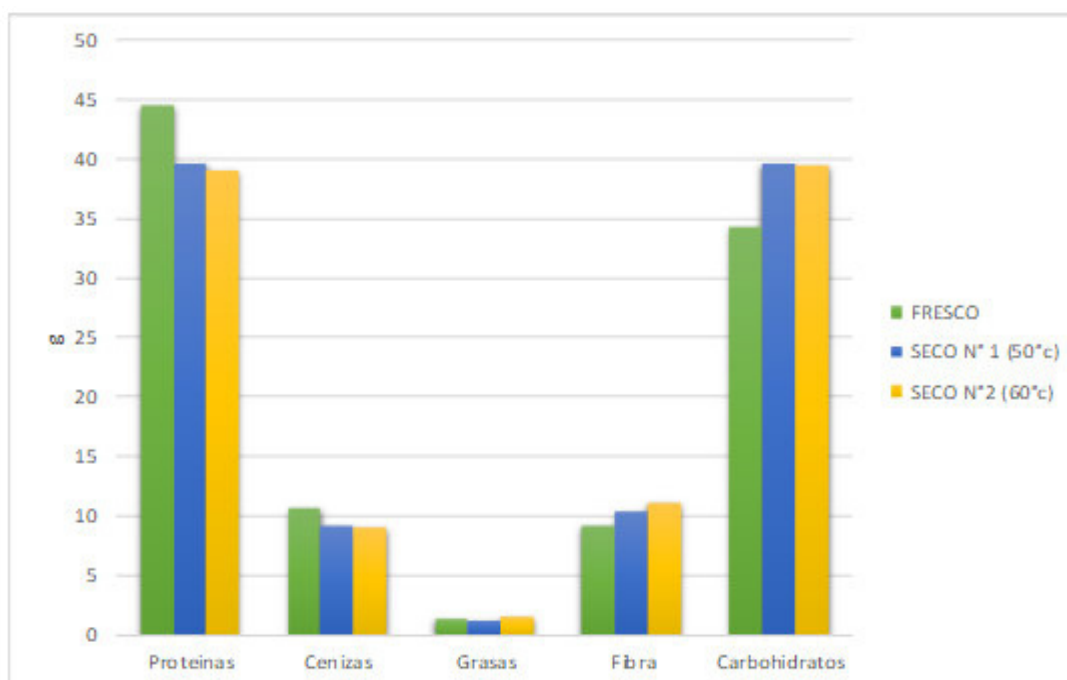


Figura 16. Efecto del secado convectivo en la composición química bromatológica en g/100 g de cushuro en base seca

En cuanto a los compuestos bioactivos en la tabla 26 se muestra de acuerdo a la herramienta estadística diferencias significativas en los valores del cushuro seco con respecto al fresco, en donde también se aprecia que la temperatura tiene mucha influencia en el nivel de pérdida de cada compuesto bioactivo, esta influencia se puede apreciar mejor en la figura 17.

Tabla 26. Diferencias estadísticas de compuestos bioactivos de cushuro

Compuestos bioactivos	Fresco	Seco N°1 (50°C)	Seco N°2 (60°C)
Polifenoles Totales*	345,21 ± 1,16 ^a	83,24 ± 1,27 ^b	135,31 ± 1,58 ^c
Carotenos Totales**	267,05 ± 2,76 ^a	36,92 ± 0,86 ^b	137,24 ± 2,58 ^c

Los valores representan los promedios ± desviación estándar para tres repeticiones; valores en la misma fila con diferente superíndice es significativamente diferentes a $p < 0,05$

*Valores expresados en mg EAG/100g

**Valores expresados en mg/100g

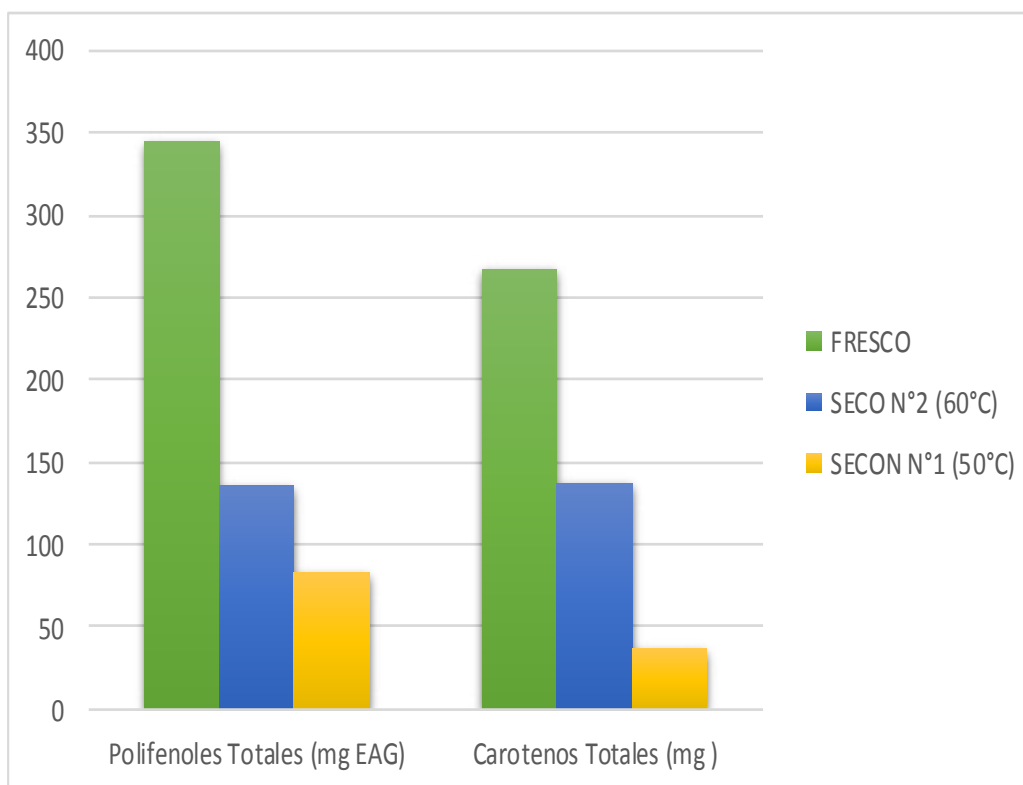


Figura 17. Efecto del secado convectivo en la cantidad de compuestos bioactivos del cushuro en base seca

En la tabla 27 se muestra la diferencia significativa de la capacidad antioxidante en las tres muestras. La capacidad antioxidante de la muestra secada a 60°C es superior a las otras dos muestras en los dos ensayos. Existen diferencias significativas entre los valores de capacidad antioxidante expresada en mg Eq Trolox/100g las tres muestras. Los valores obtenidos con los dos ensayos (radical DPPH y radical catiónico ABTS^{•+}) muestran que las tres muestras reaccionan mejor con ABTS^{•+}, mostrando tener mayor capacidad antioxidante.

Tabla 27. Diferencias estadísticas de capacidad antioxidante de cushuro

Capacidad Antioxidante	DPPH	ABTS ^{•+}
Fresco	27.21±0.70 ^a	210.68±1.32 ^a
Seco N°1 (50°C)	32.20±0.48 ^b	195.83±4.72 ^b
Seco N°2 (60°C)	169.82±0.67 ^c	314.41±5.59 ^c

Los valores representan los promedios ± desviación estándar para tres repeticiones; valores en la misma columna con diferente superíndice es significativamente diferente a $p < 0,05$

*Expresados en mg Eq Trolox / 100g

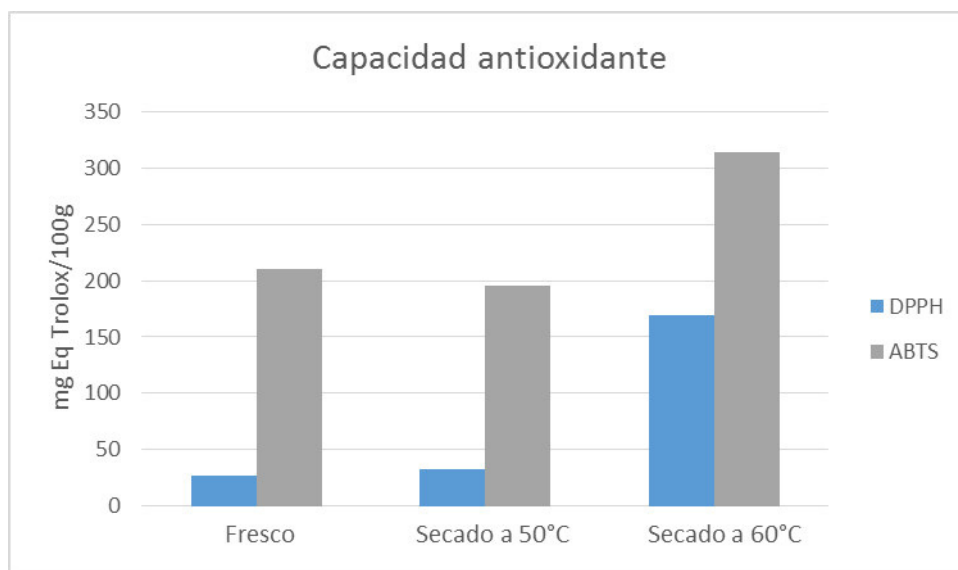


Figura 18. Efecto del secado convectivo en la capacidad antioxidante del extracto de cushuro

V. DISCUSIÓN

Las formas, tamaños y colores de cushuro muestreado son similares a muestras utilizadas en anteriores investigaciones ^{5, 7, 13, 16, 55, 56} con productos de diferentes partes del país, como de Ecuador, que encontraron colonias esféricas de tamaños entre 0,5 y 2 cm, de color verde y pardo. Asimismo, el tamaño de partículas reducidas en el presente trabajo es de tamaño cercano a la granulometría que exige la Norma Codex para harina ⁵⁷.

Respecto a los grados Brix, Lozada⁵⁸ logra leer 0,25, que representa el 0,128% de sólidos totales disueltos, estos resultados difieren con los obtenidos en este estudio, ya que, en las lecturas de nuestras muestras en el refractómetro, tanto de cushuro fresco como de secos, tienen como valor de lectura 0, que concuerda con lo obtenido en los análisis de azúcares.

La humedad obtenida del cushuro fresco fue de 98,41%, dato similar a lo reportado por Chavez ⁵⁹ en cushuros provenientes de Junín que es 98,90%, pero mayor a lo reportado por Roldan¹³, que obtiene 97,59% en muestras provenientes de la misma zona de estudio, esta variación como se ve, depende del lugar de procedencia, también de las condiciones ambientales a que pueden estar expuestos y época de recolección. La elevada cantidad de humedad, característica de esta especie, está relacionada directamente a la producción de los exopolisacáridos que funciona como reservorio de humedad y les permite sobrevivir en situaciones de sequías ⁶⁰. Con respecto al cushuro seco a 50 y 60°C, la humedad obtenida fue 12,74% y 9,75%, respectivamente, observando en ambos casos una disminución de la humedad por acción de la temperatura de secado y obteniendo una mejor humedad en el secado a 60°C lo cual se desarrolló en menor tiempo. Ellwanger et al ²⁷ menciona que el proceso de secado convectivo depende de varios factores como la temperatura y la velocidad de aire que en nuestro estudio fue de 3 m/s para ambos tratamientos, este último permite la circulación de aire caliente y remoción del agua por evaporación causando la disminución de la humedad y la concentración de sólidos totales como lo ocurrido en nuestro estudio en las temperaturas de secado a 50 y 60°C con sólidos totales, 87,26 y 90,25 %, respectivamente.

El cushuro en estado fresco presentó una mínima cantidad de proteínas, carbohidratos y cenizas con 0,71; 0,5 y 0,16 g/100g, respectivamente, que en base seca representan un 80% de su peso seco con 44,48; 34,86 y 10,62 g/100g respectivamente, resultados cercanos a lo obtenido por Roldan ¹³ quien reporta en base seca 47,71% de proteínas, 34,4% de carbohidratos y un menor porcentaje de cenizas, 4,97%; y al estudio de Chavez ⁵⁹ que reporta en cenizas 15,85%, proteínas 32,36% y carbohidratos 32,55%. Esta gran variabilidad en las cantidades de estos componentes en la misma muestra es común ya que al igual que la humedad, los factores ambientales y procedencia de la muestra afectan su cantidad, sobretodo en el contenido de cenizas que puede llegar a presentar desde 2% hasta 5% de su peso seco a lo largo del desarrollo del cushuro, que obedece fundamentalmente a las características físicas químicas del agua y suelos donde habitan y se reproducen ^{15, 61}. La elevada cantidad de proteínas es propia de las cianobacterias como la Spirulina que contiene entre 46 – 63% en base seca ⁶². Debemos indicar que en la mayoría de las investigaciones la determinación de las proteínas se basa en la obtención del nitrógeno total la cual puede ser sobreestimada ya que además de proteínas estas cianobacterias contienen ácido nucleicos, aminos y glucosaminas que contienen nitrógeno y que aportan al cálculo del nitrógeno total ⁶², además el factor de conversión que se usa para el cálculo proteico es referencial para este tipo de materia (6.25).

La cantidad de fibra cruda y grasas que se obtuvieron fue menor; así en 100 g del cushuro fresco obtuvimos 0,15 y 0,02 g respectivamente, resultados diferentes a lo reportado por Roldan ¹³ quien reporta 0,01% de fibra y 0,3% de grasa de la misma procedencia y Chavez ⁵⁹ que obtiene 0.11% de fibra y 0,1% de grasa en cushuros procedentes de Junín evidenciándose también una alta variabilidad al igual que los demás componentes nutricionales. Acerca del contenido de grasas, Moncayo¹⁵ menciona que el contenido de ácidos grasos en este género Nostoc depende estrictamente de las condiciones del medio ambiente en la que crecen y de su requerimiento fisicoquímico.

Con respecto al cushuro seco, si bien los componentes nutricionales aumentaron por la reducción de la humedad, en la evaluación en base seca se observa mínimas variaciones y en algunas se mantienen la cantidad. Se

registró un efecto significativo del secado convectivo en las proteínas, cenizas y carbohidratos, mas no varían su contenido entre las temperaturas de secado (50°C y 60°C). Por otro lado, la fibra y las grasas no registraron efecto significativo por acción del secado convectivo a pesar de observar mínimas diferencias entre los valores de cada muestra que probablemente sea por errores analíticos de los ensayos. Esta ligera reducción de las proteínas puede ser ocasionada por la desnaturalización térmica que pueden sufrir en este tipo de secado y que en muchos casos afecta la solubilidad de las proteínas provocando su pérdida²⁵. Los carbohidratos presentan una ligera concentración en su contenido en el cushuro seco, cabe mencionar que esta determinación se realizó por el método de diferencia restando a 100 g la cantidad de proteínas, cenizas, grasas y fibra cruda en base seca y que esto puede conllevar a un error analítico ya que en esta diferencia no solo puede haber carbohidratos si no otros componentes no nitrogenados y que pueden causar la variabilidad del porcentaje de carbohidratos en las muestras ⁶³.

El valor calórico en base seca de las muestras varía entre 326,93 y 330,03 Kcal/100 g, siendo menor en la muestra seca por secado convectivo a 60°C y el de mayor valor calórico la muestra fresca. Anaya B. et al ¹⁸ en su estudio analizó el valor calórico de Nostoc y otras algas mezcladas con diferentes carnes, concluyendo que la calidad nutritiva de los productos cárnicos mejora al adicionar algas, con un valor calórico de 272,73 Kcal/100g.

Otro componente nutricional evaluado fue la vitamina C. Como se sabe, y lo muestra Ordoñez L.E. et al ⁶⁴, el calor destruye con facilidad la vitamina C, una cocción prolongada de cualquier alimento puede destruir gran cantidad de la vitamina C que contenga. Eso se ha podido corroborar con los valores obtenidos de las muestras analizadas. El contenido de vitamina C por 100 g de la muestra fresca fue 4,93 mg, mientras que en las muestras secas fueron 2,25 mg para el secado a 50°C y 2,62 mg para el secado a 60°C. Esto se explica por el tiempo de exposición en el equipo de secado, ya que la muestra secada a 50°C permaneció seis horas, teniendo mayor pérdida de vitamina C. Por otro lado, si se compara con valores obtenidos en otros estudios, para esta misma muestra, los valores que se obtuvieron en esta investigación son más del doble, en caso de la muestra fresca. Melgarejo L. ⁵⁵ usando el mismo método

que el presente trabajo, reportó 2 mg de vitamina C en 100 g de base seca para cushuro, mientras las Tablas Peruanas de Composición de Alimentos indican 0,00 mg. He Y. et al ⁶⁵ en su investigación en Anabaena, otra cianobacteria, indica la importancia del ácido ascórbico como una protección significativa contra el estrés oxidativo, la peroxidación lipídica, el daño fotosintético y el blanqueamiento de la clorofila y revirtió el efecto negativo de la radiación UV-B de forma significativa sobre la supervivencia.

El cushuro en estado fresco presenta en 100 g de base seca una notoria presencia de calcio, magnesio, fósforo y hierro con 3337,31; 210,76; 554,79 y 4,60 mg respectivamente, los cuales difieren a lo obtenido por Roldan ¹³ con cushuros también procedentes de Recuay, que obtuvo en base seca porcentajes menores en calcio con 1,24% y fósforo con 0,18% pero mayor en magnesio con 0,18% en comparación a nuestro estudio. En el caso del zinc la cantidad obtenida en el presente estudio fue mínima y no hay estudios recientes de su determinación, solo Melgarejo obtiene 86 ppm en base seca la cual es mucho mayor a lo hallado. De acuerdo a estos reportes tomados se puede inferir a lo mencionado ya en párrafos anteriores sobre la dependencia del ambiente natural y además a características físicas químicas del agua y suelos en donde se desarrollan estas cianobacterias. Estos altos porcentajes de minerales son similares a lo reportado en algas comestibles de mar que presentan hasta el 40% de su peso seco en minerales ⁶⁶.

La cantidad de minerales obtenidos en el cushuro secado por convección continuo siendo mayor en base seca. Galetovic A. et al ⁴ estudiaron cushuros secados al sol comercializados en Arica y reportaron en magnesio y hierro, 3409 y 147 mg/100g respectivamente, cantidades en base seca que son mayores a lo obtenido en el presente estudio, pero sin embargo, reportaron cantidades menores en calcio, 1120 mg/100g, esta variabilidad puede deberse al método de secado usado y a la procedencia de los cushuros. El cushuro seco a temperatura de secado de 50 y 60°C es una fuente valiosa de macroelementos y microelementos esenciales como el calcio, 1519 y 1902 mg/100g respectivamente, que con una adecuada dosificación alimenticia se alcanza el requerimiento nutricional diario (1000 a 1300mg), el magnesio, 121 y 116 mg/100g y hierro, 4,15 y 4,57mg/100g respectivamente, que de igual forma

pueden cubrir parte del requerimiento nutricional diario (Mg: 220 a 230mg y Fe: 9 a 21mg) ⁶⁷.

De los compuestos bioactivos analizados, los carotenoides, que son compuestos abundantes en las cianobacterias por su función fotoprotectora además que otorgan una pigmentación característica; en 100 g de cushuro fresco se obtuvo 4,24mg que en base seca representa 267,05 mg, cercano a lo reportado en otras especies de cianobacterias en lagos de Noruega indicado en el estudio de Akerman T. et al ⁶⁸, quienes reportaron en *Spirulina platensis* 0,130% y *Oscillatoria limnetica* 0,36% ambos en base seca, y en microalgas según Goiris K. et al ⁶⁹ quienes reportaron en distintas especies de algas contenido de carotenos desde 0,23 mg/g hasta 7,75 mg/g en base seca de muestras liofilizadas usando el método espectrofotométrico, otros estudios como el de Hashtroudi M. S et al ⁷⁰ señalan en *Nostoc calcicola* y *Anabaena vaginicola* provenientes del Norte de Irán presencia de compuestos carotenoides en donde resalta una alta cantidad de β caroteno y licopeno los cuales fueron detectados por método cromatográfico HPLC. A pesar que estas investigaciones fueron realizadas con muestras procedentes de otros países y en distintas especies, los valores de carotenos son cercanos entre ellos con mínimas diferencias, que puede ocurrir por varios factores de crecimiento como intensidad de la luz y concentración de nitrógeno en los cultivos o en el ambiente donde se desarrolla ³⁵. También la cuantificación de carotenoides varía de acuerdo a la metodología y solventes de extracción, en nuestro estudio usamos acetona y en los demás estudios revisados otros solventes lo cual puede causar la variación en la determinación de carotenos.

De acuerdo a la evaluación en base seca, los carotenoides totales presentes en el cushuro seco tuvieron una pérdida significativa por el efecto del secado convectivo a 50 y 60°C. La temperatura y tiempo de secado influye en el porcentaje de pérdida ya que el secado a 60°C se registra una menor pérdida de carotenos (48,6%) y en el secado a 50°C la pérdida fue mayor (86,17%) y los tiempos de secado fueron 4 y 6 horas respectivamente, este hecho nos indica que tiempo del secado incide directamente en la pérdida de carotenoides en el cushuro. Esta pérdida de carotenos es común en este tipo de secado ya que los carotenos son sensibles a los factores de temperatura y oxígeno lo cual

causan su degradación, no obstante el nivel de degradación va depender de la intensidad de estos factores ²⁵, como se evidencia en el presente estudio y en el realizado también por Muratore G. et al ⁷¹ quienes evaluaron el efecto del secado convectivo a diferentes temperaturas en tomates y obtuvo una menor pérdida de carotenos en el secado a 80°C y la mayor pérdida en el secado a 40°C, con tiempo de secado, 4 y 29 horas, respectivamente.

A pesar de las pérdidas registradas, el cushuro secado a 60°C representa una buena fuente de carotenoides (123.86mg/100 g) la cual puede ser de utilidad en la industria alimentaria por la función antioxidante y por la presencia de β carotenos, importante en la síntesis de la vitamina A, Hirshberg J. et al ⁷² señalan que las especies de *Nostoc* presentan diversos carotenoides como β caroteno, zeaxantina, echinenona, mixoxantophylla, cantaxantina, nostoxantina y astaxantina.

Otro compuesto bioactivo evaluado fueron los polifenoles totales, en 100 g de cushuro en estado fresco se halló 5,48 mg EAG que en base seca representa 345,21 mg EAG, valores cercanos a lo reportado en otras cianobacterias según el estudio de Hossain F. et al ⁷³, quienes obtuvieron en *Spirulina sp*, 1,78 mg EAG/g; *Oscillatoria sp*, 2,96 mg EAG/g; *Microcystis sp*, 2,65 mg EAG/g y *Lyngbya sp* 5,02 mg EAG/g en base seca, en cianobacterias aislados de lagos de agua dulce de Sri Lanka; y también en el estudio de Briones-Nagata M.P et al ⁷⁴ quienes analizaron la especie *Nostoc commune* aisladas de lagos de Filipinas y Japón y obtuvieron valores de polifenoles totales entre 0,85 – 1,10 mg Catequinas/g de peso seco, si bien estos valores esta expresados con otro estándar, siguen siendo muy cercanos a lo reportado en el presente estudio. Todos los resultados muestran diferencias entre sí de polifenoles totales las cuales su extracción y determinación depende mucho de la metodología utilizada. En el presente estudio utilizamos el etanol como solvente de extracción en forma sucesiva, en el resto de estudios revisados usaron solventes distintos como metanol, acetona o mezcla con agua las cuales pueden ocasionar distintas determinaciones ya sea por el tipo de compuesto fenólico existente en las muestras y por la característica propia de la matriz (muestra).

En el cushuro secado la cantidad de compuestos fenólicos en base seca presentan una gran pérdida, Galetovic et al ⁴ también registraron una mínima cantidad de polifenoles en su estudio con cushuros secados al sol obteniendo 64 mg EAG/100g en base seca. Estadísticamente se registra una pérdida significativa de las cantidades de compuestos fenólicos por efecto del secado convectivo y al igual que lo sucedido en carotenos, la temperatura y tiempo de secado tiene un efecto en porcentaje de pérdida de los compuestos fenólicos, en el secado a 50°C hay una pérdida de 75,88% y en el secado a 60°C se registra 60,80% de pérdida. Uurrea D. et al ⁷⁵ describen este mismo fenómeno en su estudio donde determinaron que los compuestos fenólicos de las zanahorias sufren una importante degradación por efecto del tiempo de exposición al calor y lo mismo señala Tello-Ireland C. et al ⁷⁶ en su estudio, quienes determinaron el efecto de la temperatura de aire del secado en el alga *Gracilaria chilensis* en donde resulto una mayor pérdida de polifenoles en el secado a 40°C y 50°C y una menor pérdida en el secado a 60°C. Esta degradación se da generalmente por la sensibilidad de estos componentes al daño térmico ocasionado por altas temperaturas y tiempo de exposición, la cual las hace vulnerables a reacciones de oxidación; también la temperatura de secado puede activar enzimas oxidativas e hidrolíticas que generan la pérdida, y muchas veces está relacionada con la degradación de otros compuestos bioactivos ^{77,78}. Cabe indicar que en la metodología de determinación de este compuesto comprende solo los compuestos fenólicos extraíbles que son generalmente los solubles en el solvente de extracción y no considera otros compuestos fenólicos que pueden estar unidos por afinidad química con componentes de la fibra o proteínas por medio de enlaces covalentes, puentes de hidrogeno o interacciones hidrofóbicas ⁴⁰, componentes que son precisamente lo que conforman en mayor porcentaje la composición química del cushuro.

Respecto a la actividad antioxidante de las muestras de cushuro fresco y seco, éstos se evaluaron mediante el método de captación de radical DPPH y radical catiónico ABTS^{•+}. En el ensayo con el radical DPPH el resultado de cálculo de IC50 fue igual a 1,2616 mg/ml para el extracto de cushuro fresco; 0,3149 mg/ml para el extracto de cushuro secado a 50°C con aire convectivo y $5,51 \times 10^{-2}$

mg/ml para el extracto de cushuro secado a 60°C con aire convectivo. Los valores muestran que tienen capacidad antioxidante, pero es menor al estándar Trolox, que tuvo un IC50 de $3,482 \times 10^{-3}$ mg/ml para este mismo radical. Diversos estudios muestran que las cianobacterias, algas de laguna y marinas poseen actividad antioxidante. Varias investigaciones usaron DPPH para determinar capacidad antioxidante, por ejemplo, Lozada ⁵⁸ reporta un IC50 de 2,068 mg/ml de extracto de polisacáridos extracelulares de *Nostoc sphaericum* y un IC50 de 2,482 mg/ml en *Nostoc commune*. Singh et al ⁴¹ reporta 8,91 mg/ml de extracto de *Nostoc ellipsosporum*, dentro de la larga lista de cianobacterias terrestres. Vidal et al ⁷⁹ muestra que el extracto de *Bryothamnion triquetrum*, un alga roja, es efectivo en el atrapamiento de estos radicales sólo a altas concentraciones, aunque presenta una relación directa entre las concentraciones del extracto y la actividad biológica, con un valor de IC50 igual a 4,66 mg/ml de muestra liofilizada.

En el ensayo con el radical catiónico ABTS^{•+} el resultado de cálculo de IC50 fue igual a 0,1478 mg/ml para el extracto de cushuro fresco; $2,53 \times 10^{-2}$ mg/ml para el extracto de cushuro secado a 50°C y $2,83 \times 10^{-2}$ mg/ml para el extracto de cushuro secado a 60°C con aire convectivo, mientras que el estándar Trolox tuvo un IC50 de $3,056 \times 10^{-3}$. Entre las investigaciones que usaron ABTS^{•+} para determinar capacidad antioxidante está Chávez ⁵⁹ que reporta como alta la actividad antioxidante de extracto acuoso liofilizado de *Nostoc sphaericum*, con 0,384 ug Eq Trolox/ extracto de muestra seca. Lozada ⁵⁸ reporta un IC50 de 4.398 mg/ml de extracto de polisacáridos extracelulares de *Nostoc sphaericum* y un IC50 de 17,837 mg/ml de en *Nostoc commune*, encontrándose aquí diferencia significativa entre los valores de las dos especies de Nostoc. Singh et al ⁴¹ indica que el IC50 para *Nostoc ellipsosporum*, es 0,45mg/ml de extracto. Galetovic ⁴ reporta que, en la Llayta, la actividad antioxidante total fue 17,4 micromoles equivalentes Trolox.

Los valores que se observan en los diversos estudios y en el presente trabajo con respecto a capacidad antioxidante refuerzan lo indicado por Kuskoski, que por la naturaleza y ventaja de los mismos ensayos, el radical catiónico ABTS^{•+} es soluble en más medios, permitiendo el ensayo de compuestos que sean tanto de naturaleza hidrofílica como lipofílica. En tanto, DPPH es mejor usado

en ensayos con muestras de naturales lipofílica, ya que necesita solubilizarse en compuesto orgánico. Esto sería un motivo por el que los resultados son menores que en el ensayo con radical catiónico $ABTS^{\bullet+}$.

Los valores de capacidad antioxidante en la muestra secada a 60°C son mayores tanto en el ensayo con radical DPPH como con radical catiónico $ABTS^{\bullet+}$, esto se debería a la sinergia que puede darse entre los polifenoles y carotenos con otros compuestos que no se han analizado, pero que tienen capacidad antioxidante.⁸⁰

VI. CONCLUSIONES

1. El contenido de proteínas, cenizas, vitamina C y carbohidratos presentaron una variación significativa ($p<0,05$) por efecto del secado convectivo; sin embargo, entre las dos temperaturas de secado no hay variación significativa a excepción de la vitamina C que presentó mayor pérdida en el secado a 50°C. El contenido de grasas, fibra cruda y valor calórico no presentaron variación.
2. El contenido de carotenos totales y polifenoles totales presentaron pérdidas significativas ($p<0,05$) por efecto del secado convectivo, así mismo, existen diferencias significativas entre las dos temperaturas de secado, observando mayor pérdida en el secado a 50°C.
3. La capacidad antioxidante por los métodos DPPH y ABTS•+ presentó un incremento significativo ($p<0,05$) por efecto del secado convectivo; así mismo, entre las dos temperaturas de secado, hay diferencia significativa por ambos métodos, reportando mayor capacidad antioxidante en el secado a 60°C (DPPH: $IC_{50}=0,06\text{mg/ml}$ y ABTS•+: $IC_{50}=0,03\text{mg/ml}$).

VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar un perfil aminoacídico en cushuro seco, para conocer el valor biológico de las proteínas y aplicarlos adecuadamente en la alimentación.
2. Investigar el efecto que tendrían otros tipos de secado (liofilización, secado al vacío, solar, osmodeshidratación) en cushuro.
3. Hacer un estudio de cultivos de biomasa de cushuro y analizar su futuro como productor de metabolitos específicos.
4. Determinar la cuantificación de metales pesados para descartar contaminación por el agua donde crecen estas cianobacterias.
5. Difundir las propiedades nutricionales y funcionales del Nostoc en la población y realizar estudios de aplicación del producto seco como un suplemento alimenticio, racionalizado, en una mezcla o solo.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. FAO, FIDA, OMS, PMA, UNICEF. El estado de la seguridad alimentaria y la nutrición en el mundo 2017. Fomentando la resiliencia en aras de la paz y la seguridad alimentaria. FAO 2017
2. Instituto Nacional de Estadística e informática. Desnutrición crónica afecto al 13% de menores de cinco años disminuyendo en 1.3 puntos porcentuales en el último año. Nota de prensa 2017; 43: 1-3
3. Instituto Nacional de Investigación en Glaciares y Ecosistemas de Montaña. Identificación de lagunas altoandinas con características para producción de cushuro. Informe de Inspección. Huaraz: Ministerio del Ambiente. 2016
4. Galetovic A, E. Araya J, Gómez-Silva B. Composición bioquímica y toxicidad de colonias comestibles de la cianobacteria andina *Nostoc* sp. Llayta Biochemical composition and toxicity of edible colonies of the cyanobacterium *Nostoc* sp. Llayta. Rev. chil. nutr. [Internet]. 2017 [citado 2018 Abr 16]; 44(4): 360-370.
5. Chili E, Terrazas I. Evaluación de la cinética de secado y valor biológico de Cushuro (*Nostoc sphaericum*) [tesis]. Puno: Universidad del Altiplano. Facultad de Ciencias Agrarias; 2010.
6. Gatica S. Cinética del secado convectivo de maqui. (*Aristotelia chilensis* (Mol) Stuntz). [Tesis de titulación]. Valdivia: Universidad austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias; 2015.
7. Cadena M, Molina D, Carvajal A, Ontaneda D, Morales E. Bioprospección de macrocolonias de *Nostoc* sp. en los andes ecuatorianos. Acta Bot. Venez. 2013. 36 (2):287-307.
8. De Castro W, De Oliveira C, Martino M, De Castro C, Galvão A. Cyanobacteria: a review of potential nutritional and biotechnological aspects. BBR. 2013; 2(1): 49-67.
9. Acleto C, Zúñiga R. Introducción a las algas. Lima. Perú: Ed. Escuela Nueva S.A. 1998.
10. Whitton BA, Potts M. Introduction to the cyanobacteria. In: Whitton, B. & M. Potts (eds.). The ecology of cyanobacteria: their diversity in time and space, pp. 281-306. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, Netherlands.

11. Rosales NL. Producción de biomasa de cianobacterias filamentosas con potencial agroalimentario en cultivos por lote y escalados. [Tesis para optar el grado académico de Doctor en ingeniería]. Maracaibo. Universidad de Zulia. Facultad de Ingeniería. 2014.
12. Reháková K, Johansen JR, Casamatta DA, Xuesong L, Vincent J. 2007. Morphological and molecular characterization of select desert soil cyanobacteria: three species new to science including Mojavia pulchra gen. et sp. nov. *Phycologia* 46: 481 – 502.
13. Roldan W. Caracterización y cuantificación del comportamiento reológico del hidrocoloide proveniente del Nostoc (*Nostoc sphaericum* V.) [Tesis para optar el grado de magíster scientiae en tecnología de alimentos]. Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina. 2015
14. National Center for Biotechnology Information (NCBI). 2014. NCBI Taxonomy. Accessed via <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/taxonomy/species/3219414> on 2018-04-12
15. Moncayo A. Caracterización morfológica, análisis proximal y análisis microbiológico de una muestra de la cianobacteria *Nostoc* sp., recolectada en el páramo de Papallacta. [tesis]. Quito: Universidad Central del Ecuador. Facultad de Ciencias Químicas. 2017.
16. Ponce E. Nostoc: un alimento diferente y su presencia en la precordillera de Arica. IDESIA, 2014; 32(2): 115-118.
17. Gantar M. Microalgae and Cyanobacteria: Food for Thought. *Phycological Society of America*. 2008; 44: 260 – 268
18. Anaya B, Hermoza E. Algas alimenticias para mejorar la calidad nutritiva de los productos cárnicos. *Apunt. Cienc. Soc.* [internet]. 2014; 04 (2): 272 – 279. Disponible en: <http://journals.continental.edu.pe/index.php/apuntes/article/view/245/280>
19. Herrera R. Evaluación de los exopolisacáridos producidos por una cepa nativa de cianobacteria *Nostoc* sp. como sustrato en la producción de bioetanol. [tesis]. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de ingeniería; 2012.
20. Ministerio de Salud del Perú. Tablas Peruanas de Composición de Alimentos. Lima. 2009.

21. Aldave A. Algas. Trujillo. Perú. Ed. Libertad. 1989.
22. Ibarz A, Barbosa G. Introduction to food process engineering, 1ª ed. Nueva York: CRC Press; 2013
23. Barbosa G, Vega H. Deshidratación de alimentos, Zaragoza: Acribia S.A; 2000
24. Rosales J. Influencia de la temperatura y velocidad de aire en la cinética de degradación de las antocianinas del sauco (*sambucus peruviana h.b.k.*) durante el secado por convección [Tesis]. Huancayo: Universidad Nacional del Centro. Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias; 2015.
25. Bonazzi C, Dumoulin E. Quality Changes in Food Materials as Influenced by Drying Processes. En: Tsotsas E, Mujumdar A, Editores. Modern Drying Technology. Vol 3. 1 ed. Germany: Wiley-VCH; 2011
26. Guerrero M. Bioaccesibilidad de Antocianinas, Polifenoles Totales y Capacidad Antioxidante en Maqui (*Aristotelia chilensis* [Mol] Stuntz), Secado por Convección y Liofilización [Tesis]. Chile: Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias Agrarias; 2016
27. Ellwanger L. Evaluación técnica de los procesos de deshidratación osmótica y convectiva durante una práctica vinculada en una planta deshidratadora de berries [Tesis]. Valdivia: Universidad Austral de Chile. Instituto de Ciencia y Tecnología de los Alimentos; 2009.
28. Singh P, Heldman D. Introducción a la Ingeniería de los Alimentos. 2a Ed. Zaragoza: Acribia S.A; 2009
29. Soriano del Castillo J. Nutrición Básica Humana. España: Universidad de Valencia; 2006
30. Llopiz A. Compuestos bioactivos aislados de cianobacterias y microalgas: propiedades y aplicaciones potenciales en la biomedicina. Bionatura. 2016; 1(2): 79-88
31. Carranco M, Calvo M, Perez-Gil F. Carotenoides y su función antioxidante: Revisión. Archivos Latinoamericano de Nutrición. 2011; 61(3): 233-241
32. Rao A, Rao L. Carotenoids and human health. Pharmacological Research. 2007; 55: 207-2016
33. Schieber A, Weber F. Carotenoids. Ed. Carle R, Schweiggert R. Handbook on Natural Pigments in Food and Beverages. Ed. 1ª. USA: Woodhead Publishing; 2016.

34. Melendez A, Vicario I, Heredia F. Pigmentos carotenoides: consideraciones estructurales y fisicoquímicas. Archivos Latinoamericano de Nutrición. 2007; 57 (2): 109-117
35. Takaichi S, Mochimaru M. Carotenoids and carotenogenesis in cyanobacteria: unique ketocarotenoids and carotenoid glycosides. Cellular and Molecular Life Sciences. 2007; 64: 2607-2619
36. Britton G, Liaaen-Jensen S, and Pfander H. Carotenoids, Handbook. 1^a ed. Boston: Birkhäuser Basel; 2004
37. Melendez A, Vicario I, Heredia F. Importancia nutricional de los pigmentos carotenoides. Archivos Latinoamericano de Nutrición. 2004; 54 (2): 109-117
38. Peñarrieta M, Tejeda L, Mollinedo P, Vila J, Bravo J. Phenolic Compounds in Food. Revista Boliviana de Química. 2014; 31(2): 68-81
39. Ugartondo V. Caracterización de derivados polifenólicos obtenidos de fuentes naturales. Citotoxicidad y capacidad antioxidante frente a estrés oxidativo en modelos celulares. [Tesis]. Barcelona: Universidad de Barcelona. Facultad de Farmacia; 2009.
40. Quiros A, Palafox H, Robles R, Gonzales G. Interacción de compuestos fenólicos y fibra dietaria. Capacidad antioxidante y biodisponibilidad. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud. 2012; 8(3): 2-11
41. Singh D, Prabha R, Verma S, Meena K, Yandigeri M. Antioxidant properties and polyphenolic content in terrestrial cyanobacteria. Biotech. 2017; 7(134): 1-14
42. Porras A, López A. Importancia de los grupos fenólicos en los alimentos. Temas Selectos de Ingeniería Alimentaria 3. 2009; 1: 121-134
43. Quintanar M, Calderón J. La capacidad antioxidante total. Bases y aplicaciones. Revista de Educación Bioquímica. 2009; 28(3): 89-101
44. Coronado M, Vega S, Gutierrez R, Vazquez M, Radilla C. Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. Revista Chilena de Nutrición. 2015; 42(2): 206-212
45. Kuskoski M, Asuero A, Troncoso A, Mamcini-Filho J, Fett R. Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. Ciencia y Tecnología de los Alimentos. 2005; 25(4): 726-732
46. AOAC. 2016. Association of Official Analytical Chemist; Official Methods of Analysis, USA

47. Egan, H.; Kirt, R. y Sawyer, R. Análisis Químico de los Alimentos de Pearson. Editorial Continental S.A. México D.F.; 1991
48. Perkin, E. Absorption Spectroscopy Analytical Methods. The Perkin –Elmer Corporation. U.S.A; 1996
49. Food and Agriculture Organization. Food energy - methods of analysis and conversion factors. FAO; 2002. Report of Technical Workshop, Food and Nutrition Paper N° 77.
50. Lichtenthaler H, Bushmann C. Chlorophylls and carotenoids: Measurement and characterization by UV-VIS spectroscopy. En: Wrolstad R.E. et al. Edistores. Current protocols in food analytical chemistry. New York: John Wiley and Sons; 2001.p. F4.3.1- F4.3.8.
51. Singleton VL, Orthofer RO, Lamuela-Raventos RM. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin–Ciocalteu reagent. Methods Enzymol. 1999; 299: 152–178.
52. Brand-Williams W, Cuvelier ME, Berset C. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. En: LWT - Food Science and Technology. 1995; 28 (1) : 25-30.
53. Plazas-Gonzalez, E.A. Tamizaje fitoquímico preliminar, evaluación de la actividad antioxidante in vitro y toxicidad de seis especies de Ericaceas colombianas. Revista Cubana de Plantas Medicinales. 2015; 19(2), 182-199
54. Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala A, Yang M, Rice-Evans C. Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. Free Radical Biology and Medicine. 1999; 26: 1231–1237
55. Melgarejo LE. Estudio químico-bromatológico de *Nostoc sphaericum* Vauch “cushuro” procedente de la provincia de Concepción (Junín) [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 1995.
56. Jurado B, Fuertes M, Tomas G, Ramos E, Arroyo J, Cáceres J, et al. Estudio fisicoquímico, microbiológico y toxicológico de los polisacáridos del *Nostoc commune* y *Nostoc sphaericum*. Rev. Per. Quím. Ing. Quím. [internet]. 2014; 17 (1): 15-22.
57. Norma Codex. Codex Standard 152-1985. Disponible en: www.fao.org/input/download/standards/50/CXS_152s.pdf

58. Lozada CM. Estudio comparativo de la actividad antioxidante de los polisacáridos extracelulares de *Nostoc sphaericum* y *Nostoc commune*. [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Farmacia y Bioquímica; 2018.
59. Chavez L. Composición química y actividad antioxidante in vitro del extracto acuoso de *Nostoc sphaericum* (Cushuro), laguna Cushurococha, Junín. [tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Humana; 2014.
60. Potts M. Nostoc. In: Whitton B. & Potts M. (eds.): The ecology of cyanobacteria: their diversity in time and space, pp. 465-504. Kluwer Academic Publishers. Dordrecht, Netherlands; 2002
61. Torres-Ariño A, Mora-Heredia E. Isolation and characterization of potentially toxic or harmful cyanobacteria from Oaxaca and Chiapas, Mexico. Journal of Environmental Science and Health Part A. 2010; 45, 128-136.
62. Becker E. Micro-algae as a source of protein. Biotechnology Advances. 2007; 25: 207-210
63. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Los carbohidratos en la nutrición humana. Consulta mixta FAO/OMS de expertos. Roma; 1999
64. Ordoñez LE, Yoshioka L. Cinética de degradación térmica de vitamina C en pulpa de mango (*Mangifera indica* L). Vitae. 2012; 19 (1). S81-S83.
65. He Y, Häder D. UV-B-induced formation of reactive oxygen species and oxidative damage of the cyanobacterium *Anabaena* sp.: protective effects of ascorbic acid and N-acetyl-L-cysteine.
66. Gomez E. Evaluación nutricional y propiedades biológicas de algas marinas comestibles. Estudios *in vitro* e *in vivo*. [Tesis]. Madrid: Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Farmacia; 2013.
67. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Vitamin and mineral requirements in human nutrition. 2 ed. China; 2004
68. Aakermann T, Skulberg O, Liaaen-Jensen S. A comparison of the carotenoids of strains of *Oscillatoria* and *Spirulina* (Cyanobacteria). Biochemical systematics and ecology. 1992; 20 (8): 761-769

69. Goiris K, Muylaert K, Fraeye I, Foubert I, De Brabanter J, De Cooman L. Antioxidant potential of microalgae in relation to their phenolic and carotenoid content. *Journal of Applied Phycology*. 2012; 24: 1477-1486
70. Hashtroudi M. S, Shariatmadari Z, Riahi H, Ghassempour A. Analysis of *Anabaena vaginicola* and *Nostoc calcicola* from Northern Iran, as rich sources of major carotenoids. *Food Chemistry*. 2013; 136: 1148-1153
71. Muratore G, Rizzo V, Licciardello F, Maccarone E. Partial dehydration of cherry tomato at different temperature and nutritional quality of the products. *Food Chemistry*. 2008; 111: 887-891
72. Hirschberg J, Chamovitz D. Carotenoids in cyanobacteria. En: Bryant D. A, Editores. *The Molecular Biology of Cyanobacteria*. Vol 2. USA: Kluwer Academic Publishers; 1994.p. 559-579
73. Hossain F, Ratnayake R, Meerajini K, Kumara W. Antioxidant properties in some selected cyanobacteria isolated from fresh water bodies of Sri Lanka. *Food Science & Nutrition*. 2016; 4 (5): 753-758.
74. Briones-Nagata M.P, Martinez-Goss M.R, Hori K. A comparison of the morpho-cytology and chemical composition of the two forms of the cyanobacterium, *Nostoc commune* Vauch, from the Philippines and Japan. *Journal of Applied Phycology*. 2007; 19: 675-683
75. Uurrea D, Eim V, Rosello C, Simal S. Modelos cinéticos de degradación de carotenoides, polifenoles y actividad antioxidante durante el secado convectivo de zanahoria (*Daucus carota* V. *Nantesa*). *Alimentos Hoy*. 2012; 27: 68-101.
76. Tello-Ireland C, Lemus-Mondaca R, Vega-Galvez A, Lopez J, Di Scala K. Influence of hot-air temperature on drying kinetics, functional properties, colour, phycobiliproteins, antioxidant capacity, texture and agar yield of alga *Gracilaria chilensis*. *LWT – Food Science and Technology*. 2011; 44: 2112-2118
77. Roy M, Takenaka M, Isobe S, Tsushida T. Antioxidant potential, anti-proliferative activities, and phenolic content in water-soluble fractions of some commonly consumed vegetables: Effects of thermal treatment. *Food Chemistry*. 2007; 103: 106-114.

78. Larrosa A, Comitre A, Vaz L, Pinto L. Influence of air temperature on physical characteristics and bioactive compounds in vacuum drying of *Arthrospira spirulina*. Journal of Food Process Engineering. 2016; 00: 1-9
79. Vidal A, Fallarero A, Silva E, de Oliveira A, de Lima A, Pavan R, et al. Composición química y actividad antioxidante del alga marina roja *Bryothamnion triquetrum* (S.G.Gmelin) Howe. Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas. 2006; 42 (4): 589-600.
80. Pineda D, Salucci M, Lázaro R, Maiani G, Ferro-Luzzi A. Capacidad antioxidante y potencial de sinergismo entre los principales constituyentes antioxidantes de algunos alimentos. Rev. Cubana de Alimentación y Nutrición. 1999; 13 (2): 104 – 111.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Recolección del *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault “cushuro” y su hábitat de crecimiento en la laguna Cashuro en la provincia de Recuay - Ancash





Lugar *in situ* de recolección del cushuro



Cushuros en su hábitat de crecimiento (superficie de la laguna Cashuro)

Anexo 2. Certificado de clasificación de la muestra



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA
VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
MUSEO DE HISTORIA NATURAL



"Año del Buen Servicio al Ciudadano"

CONSTANCIA N° 0297-USM-2017

EL JEFE DEL HERBARIO SAN MARCOS (USM) DEL MUSEO DE HISTORIA NATURAL, DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS, DEJA CONSTANCIA QUE:

La muestra vegetal (algas) recibida de **Stephany Raquel SUYON TEJEIRA y Wendy FERNANDEZ GARCIA**, estudiantes de la Facultad de Farmacia y Bioquímica, de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, ha sido estudiada y clasificada como: ***Nostoc sphaericum*** Vaucher ex Bornet & Flahault, y tiene la siguiente posición taxonómica, según el Sistema de Clasificación de Guiry, M.D & Guiry G.M. 2017, Algae Base:

PHYLUM: CYANOBACTERIA

CLASE: CYANOPHYCEAE

SUBCLASE: NOSTOCOPHYCIDAE

ORDEN: NOSTOIALES

FAMILIA: NOSTOLACEAE

GENERO: *Nostoc*

ESPECIE: *Nostoc sphaericum* Vaucher ex Bornet & Flahault

Nombre vulgar: cushuro

Determinado por: Blgo. Mario Benavente Palacios

Se extiende la presente constancia a solicitud de la parte interesada, para fines de estudios.

Lima, 04 de noviembre de 2017


Mg. Asunción Cano Echevarría
JEFE DEL HERBARIO SAN MARCOS (USM)



ACE/ddb

Anexo 3. Tamaño promedio de diámetro de cushuro fresco en cm

1,1	0,5	1	0,9	0,8
0,95	0,8	0,85	1	1
1,2	0,7	0,9	0,55	1,2
0,85	1	1,15	0,8	0,7
1,1	1,2	0,9	0,75	0,9
0,75	1,2	0,8	0,9	0,7
0,8	0,75	0,55	1,05	0,8
0,9	1,1	0,75	0,9	0,7
0,75	0,9	1,1	0,8	0,85
1	0,75	0,7	1,2	0,95
0,7	0,9	1	1,1	0,9
0,9	1,2	1,2	0,8	1,1
1,1	1,15	0,9	0,9	0,85
1,15	1,1	1	0,7	0,9
0,9	0,7	1,1	0,9	0,75
0,6	0,85	0,75	0,6	1,15
0,5	0,7	0,8	0,65	1
0,65	1,15	0,9	1	0,8
0,75	0,7	0,55	0,8	0,65
0,85	1,1	0,6	1	1,2
Promedio: 0,8865				

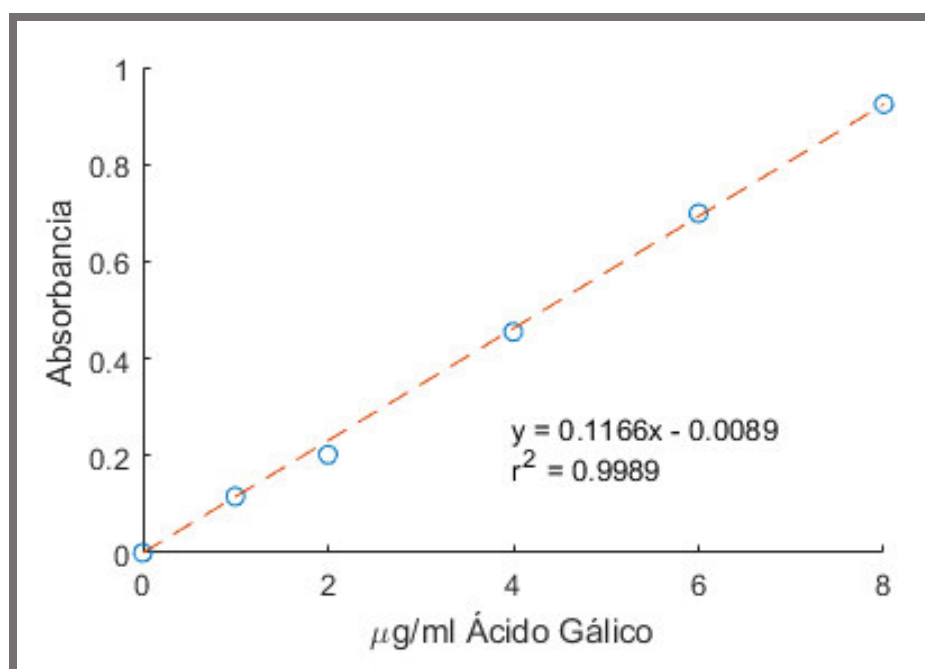
Anexo 4. Imagen del equipo secador de bandeja con aire convectivo



Anexo 5. Curva de calibración de ácido gálico

Concentración final ug/ml de ácido gálico	Absorbancia
8	0,924
6	0,699
4	0,455
2	0,202
1	0,116
0	0

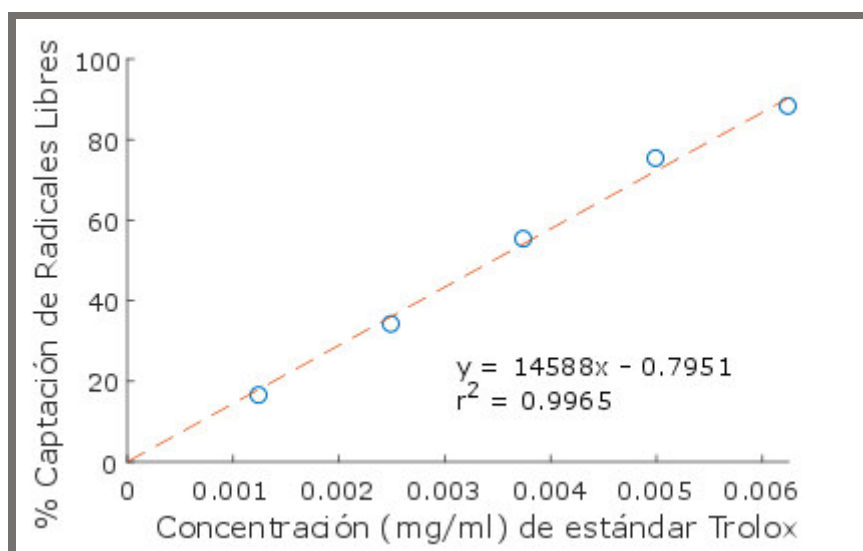
Curva de calibración de estándar ácido gálico para cuantificación de polifenoles



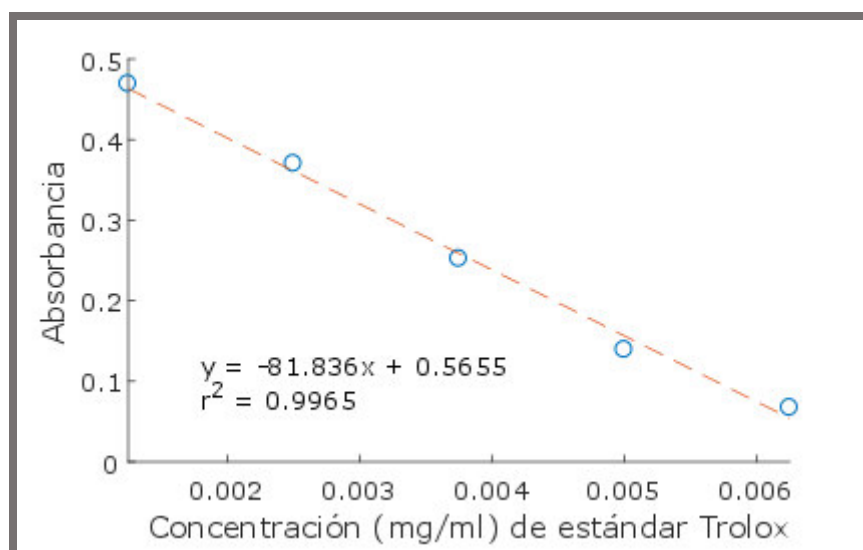
Anexo 6. Curva de calibración de captación de radicales DPPH con estándar Trolox

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,00625	88,116459	0,003482
0,005	75,163399	
0,00375	55,139632	
0,0025	33,986928	
0,00125	16,339869	
0	0	

Curva de calibración de captación de radicales libres de DPPH con estándar Trolox



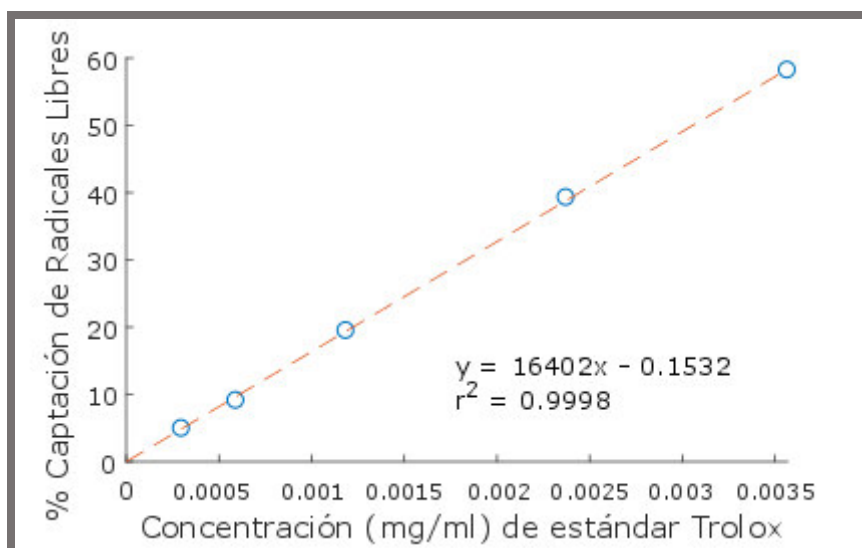
Absorbancias de solución de DPPH con estándar Trolox



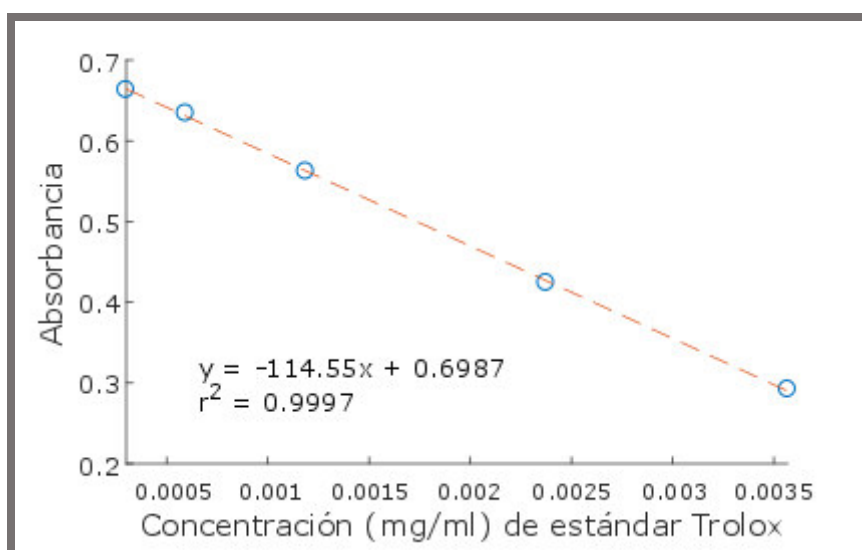
Anexo 7. Curva de calibración de captación del radical catiónico ABTS^{•+} con estándar Trolox

Concentración mg/ml	% CRL	IC50 mg/ml
0,00356875	58,1540	0,003056
0,002375	39,2157	
0,0011875	19,4165	
0,00059375	9,0387	
0,0003	4,8780	
0	0	

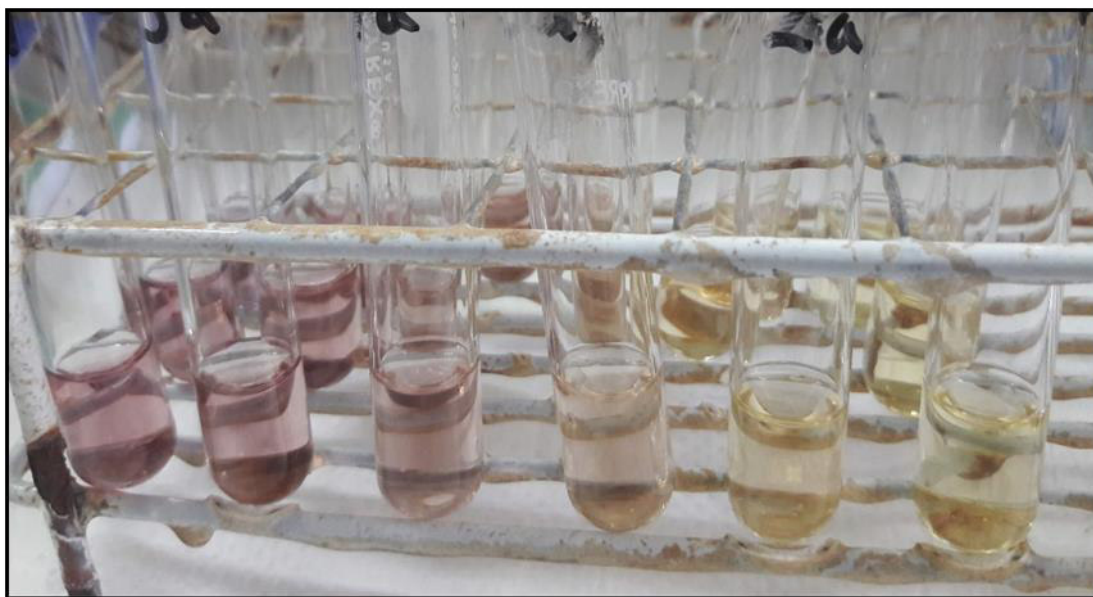
Curva de calibración de captación del radical catiónico ABTS^{•+} con estándar Trolox



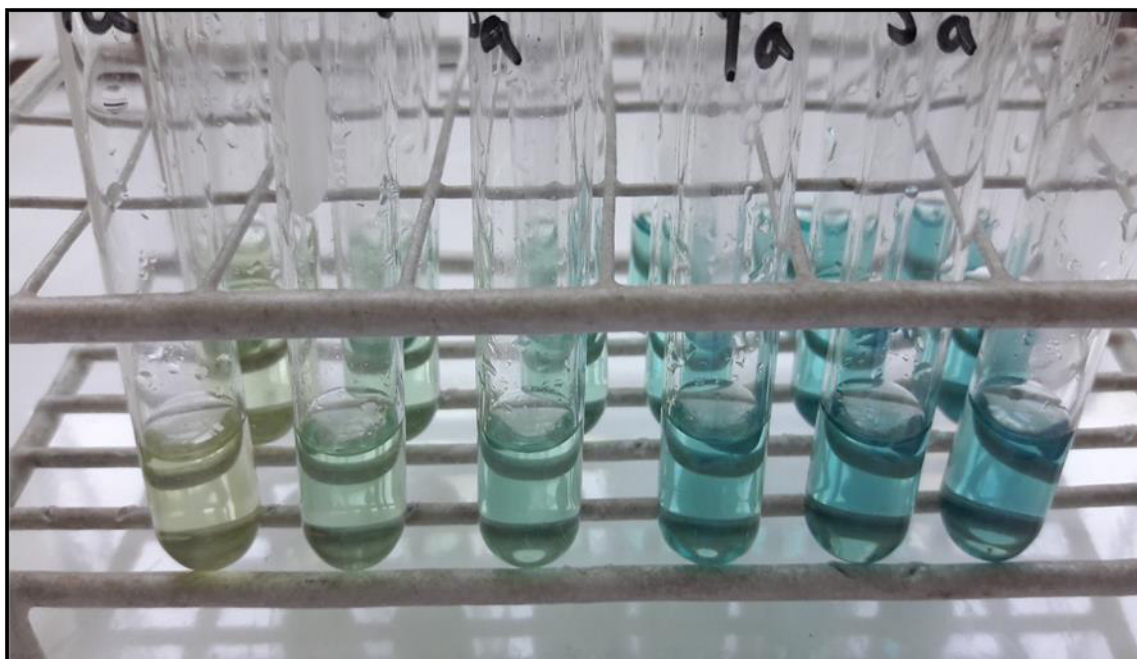
Absorbancias de solución de ABTS^{•+} con estándar Trolox



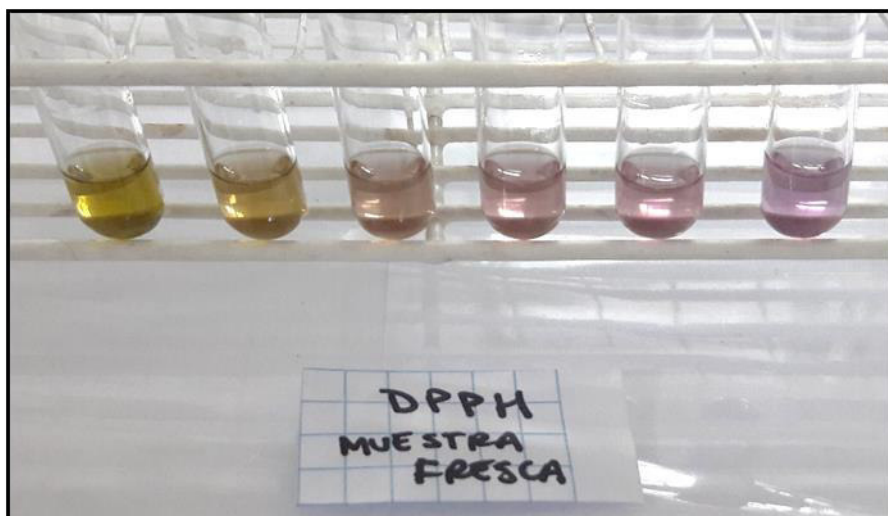
Anexo 8. Imagen de tubos con radical DPPH con estándar Trolox



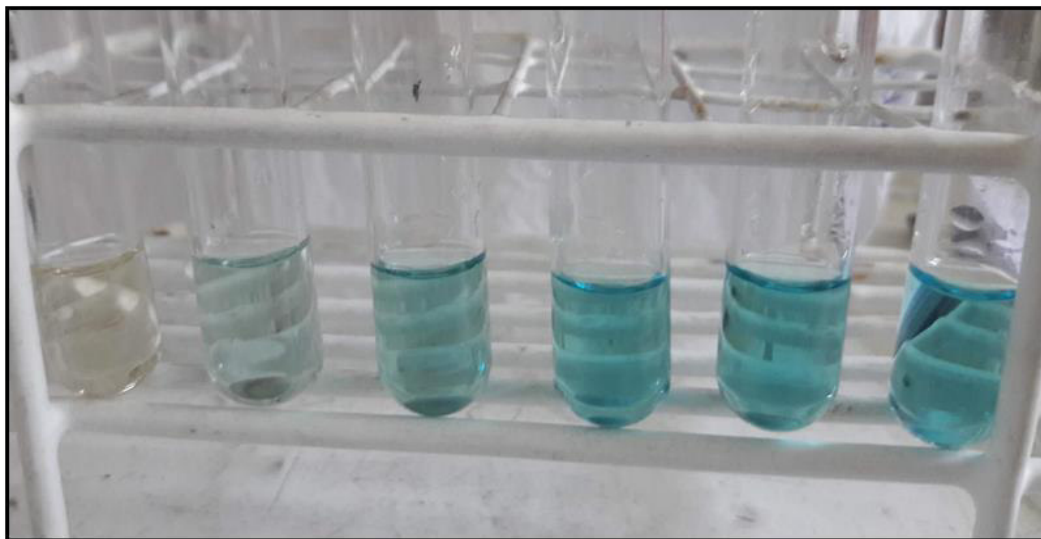
Anexo 9. Imagen de tubos con radical catiónico ABTS^{•+} con estándar Trolox



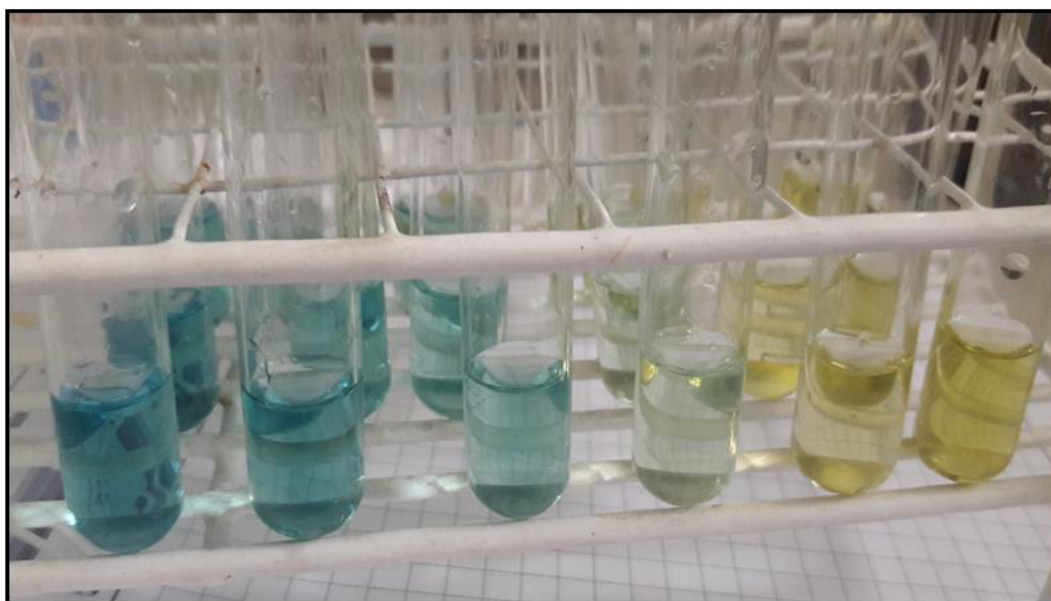
Anexo 10. Imágenes de tubos con radical DPPH con las tres muestras



Anexo 11. Imágenes de tubos con radical catiónico ABTS^{•+} con las muestras



Tubos con extracto de muestra secada a 50°C con ABTS^{•+}



Tubos con extracto de muestra secada a 60°C con ABTS^{•+}

Anexo 12. Tablas estadísticas de valores obtenidos

Acidez

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,0294	2	0,0147	110,25	0,0000
Intra grupos	0,0008	6	0,000133333		
Total (Corr.)	0,0302	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	0,0966667	X
S-60	3	0,116667	X
F	3	0,226667	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	0,13	0,0289282
F - S-60	*	0,11	0,0289282
S-50 - S-60		-0,02	0,0289282

* indica una diferencia significativa.

Humedad

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	15208,3	2	7604,17	43221,86	0,0000
Intra grupos	1,0556	6	0,175933		
Total (Corr.)	15209,4	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-60	3	9,75333	X
S-50	3	12,7467	X
F	3	98,4133	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	85,6667	1,05081
F - S-60	*	88,66	1,05081
S-50 - S-60	*	2,99333	1,05081

* indica una diferencia significativa.

Proteínas

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	54,2734	2	27,1367	15,57	0,0042
Intra grupos	10,4575	6	1,74292		
Total (Corr.)	64,731	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-60	3	39,0133	X
S-50	3	39,5733	X
F	3	44,48	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	4,90667	3,30743
F - S-60	*	5,46667	3,30743
S-50 - S-60		0,56	3,30743

* indica una diferencia significativa.

Cenizas

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	1,91727	2	0,958633	2,28	0,1834
Intra grupos	2,52233	6	0,420389		
Total (Corr.)	4,4396	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-60	3	9,02333	X
S-50	3	9,12667	X
F	3	10,05	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50		0,923333	1,62434
F - S-60		1,02667	1,62434
S-50 - S-60		0,103333	1,62434

* indica una diferencia significativa.

Grasas

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	0,0609556	2	0,0304778	0,30	0,7542
Intra grupos	0,618133	6	0,103022		
Total (Corr.)	0,679089	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	1,24667	X
F	3	1,4	X
S-60	3	1,43667	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50		0,153333	0,804113
F - S-60		-0,0366667	0,804113
S-50 - S-60		-0,19	0,804113

* indica una diferencia significativa.

Fibra

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	5,19349	2	2,59674	3,88	0,0829
Intra grupos	4,0166	6	0,669433		
Total (Corr.)	9,21009	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
F	3	9,20667	X
S-50	3	10,4133	X
S-60	3	11,0367	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50		-1,20667	2,04977
F - S-60		-1,83	2,04977
S-50 - S-60		-0,623333	2,04977

* indica una diferencia significativa.

Carbohidratos

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	43,9978	2	21,9989	13,98	0,0055
Intra grupos	9,4438	6	1,57397		
Total (Corr.)	53,4416	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
F	3	34,8767	X
S-60	3	39,4867	X
S-50	3	39,6433	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	-4,76667	3,14304
F - S-60	*	-4,61	3,14304
S-50 - S-60		0,156667	3,14304

* indica una diferencia significativa.

Valor calórico

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	14,6908	2	7,34541	0,70	0,5322
Intra grupos	62,7965	6	10,4661		
Total (Corr.)	77,4874	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-60	3	326,93	X
S-50	3	328,087	X
F	3	330,027	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50		1,94	8,10483
F - S-60		3,09667	8,10483
S-50 - S-60		1,15667	8,10483

* indica una diferencia significativa

Vitamina C

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	12,7017	2	6,35083	711,80	0,0000
Intra grupos	0,0535333	6	0,00892222		
Total (Corr.)	12,7552	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	2,25	X
S-60	3	2,61667	X
F	3	4,93333	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	2,68333	0,23664
F - S-60	*	2,31667	0,23664
S-50 - S-60	*	-0,366667	0,23664

* indica una diferencia significativa

Polifenoles

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	115395,	2	57697,7	31847,29	0,0000
Intra grupos	10,8702	6	1,8117		
Total (Corr.)	115406,	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	83,2367	X
S-60	3	135,313	X
F	3	345,207	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	261,97	3,37206
F - S-60	*	209,893	3,37206
S-50 - S-60	*	-52,0767	3,37206

* indica una diferencia significativa

Carotenos

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	79876,6	2	39938,3	7988,10	0,0000
Intra grupos	29,9983	6	4,99972		
Total (Corr.)	79906,6	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	36,9167	X
S-60	3	137,243	X
F	3	267,05	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	230,133	5,60176
F - S-60	*	129,807	5,60176
S-50 - S-60	*	-100,327	5,60176

* indica una diferencia significativa

DPPH:

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	39305,5	2	19652,8	50477,97	0,0000
Intra grupos	2,336	6	0,389333		
Total (Corr.)	39307,8	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col_2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
F	3	27,2067	X
S-50	3	32,1967	X
S-60	3	169,823	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	-4,99	1,56319
F - S-60	*	-142,617	1,56319
S-50 - S-60	*	-137,627	1,56319

* indica una diferencia significativa

ABTS:

Tabla ANOVA

<i>Fuente</i>	<i>Suma de Cuadrados</i>	<i>Gl</i>	<i>Cuadrado Medio</i>	<i>Razón-F</i>	<i>Valor-P</i>
Entre grupos	25039,9	2	12519,9	679,48	0,0000
Intra grupos	110,555	6	18,4258		
Total (Corr.)	25150,4	8			

Tabla Tukey HSD 95%

<i>Col 2</i>	<i>Casos</i>	<i>Media</i>	<i>Grupos Homogéneos</i>
S-50	3	195,833	X
F	3	210,677	X
S-60	3	314,407	X

<i>Contraste</i>	<i>Sig.</i>	<i>Diferencia</i>	<i>+/- Límites</i>
F - S-50	*	14,8433	10,7539
F - S-60	*	-103,73	10,7539
S-50 - S-60	*	-118,573	10,7539

* indica una diferencia significativa